

Aus dem
Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

**Untersuchungen zum Helminthenbefall beim Kormoran
(*Phalacrocorax carbo*) und Graureiher (*Ardea cinerea*) aus sächsischen
Teichwirtschaften– ein Beitrag zu Parasitenbefall, Epidemiologie und
Schadwirkung**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)
durch die Veterinärmedizinische Fakultät
der Universität Leipzig

eingereicht von
Susann Oßmann
aus Leipzig

Leipzig, 2008

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: • Prof. Dr. Karsten Fehlhaber

Dekanat, Veterinärmedizinische Fakultät, Universität Leipzig
Leipzig

Betreuer: • Prof. Dr. Arwid Dauschies

Institut für Parasitologie, Veterinärmedizinische Fakultät, Universität Leipzig
Leipzig

Gutachter: • Prof. Dr. Arwid Dauschies

Institut für Parasitologie, Veterinärmedizinische Fakultät, Universität Leipzig
Leipzig

• Prof. Dr. Maria-Elisabeth Krautwald-Junghans

Polyklinik für Vögel und Reptilien, Veterinärmedizinische Fakultät, Universität
Leipzig

Leipzig

• Dr. Norbert Kummerfeld

Klinik für Zier- und Wildvögel, Tierärztliche Hochschule Hannover
Hannover

Tag der Verteidigung: 19. Februar 2008

Meinen Großeltern

Der Beginn aller Wissenschaften ist das Erstaunen, dass die Dinge sind, wie sie sind.

Aristoteles

Inhaltsverzeichnis

1 Einleitung.....	1
2 Literaturübersicht.....	2
2.1 Taxonomische Einordnung	2
2.1.1 Graureiher (<i>Ardea cinerea</i> L., 1758) und Silberreiher (<i>Casmerodius albus</i> L., 1758).....	2
2.1.2 Kormoran (<i>Phalacrocorax carbo</i> L., 1758).....	5
2.1.3 Silbermöwe (<i>Larus argentatus</i> Pontoppidan, 1763).....	8
2.2 Taxonomische Einordnung, Biologie und Epidemiologie der Endoparasiten von Graureiher, Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe aus Sachsen	9
2.2.1 Zestoden.....	9
2.2.1.1 Ordnung: Cyclophyllida.....	9
Familie: Gryporhynchidae	9
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) Hsu, 1935.....	10
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855) Baer & Bona, 1960.....	10
Familie: Dilepididae.....	11
<i>Echinocotyle verschureni</i> (Baer, 1951).....	11
2.2.1.2 Ordnung: Pseudophyllida.....	11
Familie: Ligulidae	11
<i>Ligula intestinalis</i> Goeze, 1782	11
2.2.2 Trematoden	12
2.2.2.1 Ordnung Opisthorchiida.....	12
Familie Opisthorchiidae	12
<i>Metorchis xanthosomus</i> Creplin, 1846	12
2.2.2.2 Ordnung Heterophyata.....	13
Familie Heterophyidae	13
<i>Apophallus mühlingi</i> (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909	13
2.2.2.3 Ordnung Strigeidida.....	14
Familie Strigeidae	14
<i>Apharyngostrigea cornu</i> (Zeder, 1800) Ciurea, 1927.....	14
Familie Diplostomidae.....	16
<i>Diplostomum pseudospathaceum</i> Niewiadomska, 1984.....	16
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931.....	17
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> Dubois, 1936 (v. Nordmann, 1832)	18
<i>Tylodelphis excavata</i> Szidat, 1935 (Rudolphi, 1803)	19
2.2.2.4 Ordnung Cyathocotylides	20
Familie Cyathocotylidae	20
<i>Holostephanus dubinini</i> Vojtek und Vojtkova, 1968	20
2.2.2.5 Ordnung Rencolida	21
Familie Rencolidae	21
<i>Rencola lari</i> Timon-David, 1933.....	21
2.2.2.6 Ordnung Echinostomata.....	22
Familie Echinostomatidae.....	22
<i>Paryphostomum radiatum</i> (Dujardin, 1845).....	22
<i>Petasiger exaeretus</i> Dietz, 1909	23
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939	24
<i>Echinoasmus belocephalus</i> Linstow, 1873	24
2.2.2.7 Ordnung Clinostomida.....	25
Familie Clinostomidae	25

<i>Clinostomum complanatum</i> Rudolphi, 1814	25
2.2.2.8 Schistosomatida	26
Familie Bilharziellidae	26
<i>Bilharziella polonica</i> Kowalewski, 1895	26
2.2.3 Nematoden	27
2.2.3.1 Ordnung Spirurida	27
Familie Acuariidae	28
<i>Cosmocephalus obvelatus</i> (Creplin, 1825)	28
<i>Paracuaria tridentata</i> Linstow, 1877	29
<i>Syncuaria squamata</i> (Linstow, 1883) Wong, Anderson & Bartlett, 1986	29
Familie Desmidocercidae	30
<i>Desmidocercella numidica</i> (Seurat, 1920)	31
<i>Desmidocercella incognita</i> Solonistin, 1932	31
Familie Dracunculidae	32
<i>Avioserpens galliardi</i> Chabaud & Campana, 1949	32
2.2.3.2 Rhabditata	33
Familie Syngamidae	33
<i>Cyathostoma microspiculum</i> (Skrjabin, 1915)	33
2.2.3.3 Ordnung Ascaridoidea	34
Familie Anisakidae	34
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	34
2.2.3.4 Ordnung Trichocephalida	35
<i>Eucoleus contortus</i> (Creplin, 1839) Gagarin, 1951	35
<i>Baruscapillaria</i> Moravec, 1982	36
2.2.4 Kratzer (Acanthocephala)	37
2.2.4.1 Ordnung Palaeacanthocephala	37
Familie Polymorphidae	37
<i>Corynosoma strumosum</i> (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904	37
<i>Polymorphus</i> Lühe, 1911	38
3 Tiere, Material und Methoden	39
3.1 Tiere	39
3.1.1 Charakterisierung der Teichwirtschaften	40
3.1.1.1 Teichwirtschaft Kleinbeucha	41
3.1.1.2 Teichwirtschaft Petershain	41
3.1.1.3 KREBA-FISCH GmbH	42
3.1.1.4 Teichwirtschaft Ullersdorf	43
3.1.1.5 Teichwirtschaft Grüngräbchen	43
3.1.1.6 Teichwirtschaft Uhyst	43
3.1.2 Art und Weise der Bejagung	43
3.1.3 Sicherung und Transport des Tiermaterials	44
3.2 Untersuchungsmethoden	44
3.2.1 Parasitologische Sektion	44
3.2.2 Weiterführende Untersuchungen	45
3.3 Quantifizierung, Vermessung und Dokumentierung der gefundenen Parasiten	46
3.4 Biostatistische Auswertung	47

4 Ergebnisse.....	48
4.1 Ergebnisse zur Biologie der untersuchten Vögel.....	48
4.1.1 Graureiher	49
4.1.1.1 Körpermasse	49
4.1.1.2 Analyse des Mageninhalts	49
4.1.2 Silberreiher.....	50
4.1.3 Kormoran	50
4.1.3.1 Körpermasse	50
4.1.3.2 Analyse des Mageninhaltes.....	50
4.1.4 Silbermöwe	51
4.2 Ergebnisse zur Helminthenfauna der untersuchten Vögel.....	51
4.2.1 Zestoden.....	52
4.2.1.1 Gryporhynchidae.....	52
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) Hsu, 1935.....	52
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855) Baer & Bona, 1960.....	53
4.2.1.2 Dilepididae	54
4.2.1.3 Ligulidae	55
4.2.2 Trematoden	55
4.2.2.1 Opisthorchiidae	55
4.2.2.2 Heterophyidae	56
4.2.2.3 Strigeidae	57
4.2.2.4 Diplostomidae	58
<i>Diplostomum</i> sp.	58
<i>Diplostomum pseudospathaceum</i> (Rudolphi, 1819) Braun, 1893	58
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819).....	58
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> Dubois, 1936 (v. Nordmann, 1832)	60
<i>Tylodelphis excavata</i> (Rudolphi, 1803) Szidat, 1935	60
4.2.2.5 Cyathocotylidae	61
4.2.2.6 Renicolidae	61
4.2.2.7 Echinostomatidae	62
<i>Echinoasmus belocephalus</i> (Linstow, 1873)	62
<i>Paryphostomum radiatum</i> (Dujardin, 1845).....	63
<i>Petasiger exaeretus</i> Dietz, 1909	64
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> (Yamaguti, 1939).....	65
4.2.2.8 Clinostomidae	66
4.2.2.9 Bilharziellidae	66
4.2.3 Nematoden	67
4.2.3.1 Acuariidae	67
<i>Paracuaria tridentata</i> Linstow, 1877	67
<i>Syncuaria squamata</i> (Linstow, 1883).....	67
<i>Cosmocephalus obvelatus</i> (Creplin, 1825)	68
4.2.3.2 Desmidocercidae	68
<i>Desmidocercella incognita</i> Solonistin, 1932	68
<i>Desmidocercella numidica</i> (Seurat, 1920).....	71
4.2.3.3 Dracunculidae	72
4.2.3.4 Syngamidae.....	72
4.2.3.5 Anisakidae.....	73
4.2.3.6 Capillariidae	75
<i>Baruscapillaria</i> spp.....	75
<i>Eucoleus contortus</i> (Creplin, 1839)	76
<i>Capillaria</i> sp.	76

4.2.4 Kratzer (Acanthocephala)	76
<i>Corynosoma strumosum</i> (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904.....	76
<i>Polymorphus</i> sp.....	77
5 Diskussion	78
5.1 Methodenkritik.....	78
5.2 Diskussion zur Biologie der untersuchten Vögel.....	79
5.3 Bedeutung nachgewiesener Endohelminthen	80
5.3.1 Zestoden.....	81
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) Hsu, 1935.....	81
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> Wedl, 1855	82
<i>Ligula intestinalis</i> Goeze, 1782	83
5.3.2 Trematoden	84
<i>Metorchis xanthosomus</i> Creplin, 1846	84
<i>Apophallus mühlingi</i> (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909	85
<i>Apharyngostrirea cornu</i> (Zeder, 1800) Ciurea, 1927.....	86
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (v. Nordmann, 1832) Dubois, 1936.....	87
<i>Diplostomum pseudospathaceum</i> Niewiadomska, 1984.....	87
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931.....	89
<i>Holostephanus dubinini</i> Vojtek und Vojtkova, 1968	90
<i>Renicola lari</i> Timon-David, 1933.....	90
<i>Tylodelphis excavata</i> Szidat, 1935 (Rudolphi, 1803)	91
<i>Paryphostomum radiatum</i> (Dujardin, 1845).....	91
<i>Petasiger</i> Dietz, 1909.....	91
<i>Echinoasmus belocephalus</i> Linstow, 1873	92
<i>Clinostomum complanatum</i> Rudolphi, 1814	93
<i>Bilharziella polonica</i> Kowalewski, 1895.....	94
5.3.3 Nematoden	94
<i>Syncuaria squamata</i> (Linstow, 1883).....	94
<i>Cosmocephalus obvelatus</i> (Creplin, 1825)	95
<i>Desmidocercella numidica</i> (Seurat, 1920).....	95
<i>Desmidocercella incognita</i> Solonistin, 1932	96
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	96
<i>Eucoleus contortus</i> (Creplin, 1839) Gagarin, 1951	98
<i>Baruscapillaria</i> spp.....	98
5.3.4 Acanthocephala.....	99
<i>Corynosoma strumosum</i> (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904.....	99
5.4 Schlussfolgerung	99
6 Zusammenfassung	102
7 Summary	104
8 Literaturverzeichnis	106

9 Anhang	126
A Darstellung der weltweit nachgewiesenen Zestoden für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe.....	127
B Darstellung der weltweit nachgewiesenen Trematoden für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe.....	132
C Darstellung der weltweit nachgewiesenen Nematoden für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe.....	149
D Darstellung der weltweit nachgewiesenen Kratzer für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe.....	156
E Wirtslisten nachgewiesener Helminthen.....	158
F Ergebnisse zur Biologie untersuchter Vögel.....	184
G Ergebnisse zur Helminthenfauna untersuchter Vögel.....	187
H Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen.....	197
I Verzeichnis der Fischarten.....	206
J Verzeichnis der Vogelarten.....	212
 10 Danksagung.....	 217

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Graureiher (<i>A. cinerea</i>).....	3
Abbildung 2: Kormoran (<i>P. carbo sinensis</i>).....	5
Abbildung 3: Sächsische Karpfenteichwirtschaften	39
Abbildung 4: Körpermasse männlicher und weiblicher Graureiher	49
Abbildung 5: Abhängigkeit der Körpermasse des Kormorans vom Geschlecht	50
Abbildung 6: Gesamtgewicht der Spiegelkarpfen im Mageninhalt.....	51
Abbildung 7: Gesamtgewicht aller Fische im Mageninhalt	51
Abbildung 8: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>P. scolecina</i>	52
Abbildung 9: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>P. scolecina</i>	52
Abbildung 10: Skolex von <i>P. scolecina</i>	53
Abbildung 11: Hakenkrone von <i>P. scolecina</i>	53
Abbildung 12: Strobila mit unilateral gelegene Zirren	53
Abbildung 13: Befallsextensität sächsischer Graureiher mit <i>N. cheilancristrotus</i>	53
Abbildung 14: Befallsintensität sächsischer Graureiher mit <i>N. cheilancristrotus</i>	53
Abbildung 15: Skolex von <i>N. cheilancristrotus</i>	54
Abbildung 16: <i>E. verschureni</i>	54
Abbildung 17: Hakenkrone.....	54
Abbildung 18: Dornen der Bothrie	54
Abbildung 19: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>L. intestinalis</i>	55
Abbildung 20: Strobila von <i>L. intestinalis</i> mit Genitalkomplexen	55
Abbildung 21: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>M. xanthosomus</i>	56
Abbildung 22: <i>M. xanthosomus</i>	56
Abbildung 23: <i>A. mühlingi</i>	56
Abbildung 24: <i>A. cornu</i>	57
Abbildung 25: Vorderkörper von <i>A. cornu</i>	57
Abbildung 26: Befallsextensität der sächsischen Graureiher mit <i>A. cornu</i>	57
Abbildung 27: Befallsintensität der sächsischen Graureiher mit <i>A. cornu</i> (Ausschnitt)	57
Abbildung 28: <i>D. pseudospathaceum</i>	58
Abbildung 29: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>H. triloba</i>	59
Abbildung 30: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>H. triloba</i>	59
Abbildung 31: <i>H. triloba</i>	59
Abbildung 32: <i>P. cuticola</i>	60
Abbildung 33: <i>T. excavata</i>	60
Abbildung 34: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>H. dubinini</i>	61
Abbildung 35: <i>H. dubinini</i>	61
Abbildung 36: <i>R. lari</i>	61
Abbildung 37: <i>P. exaeretus</i>	62
Abbildung 38: <i>P. phalacrocoracis</i>	62
Abbildung 39: <i>E. belocephalus</i>	62
Abbildung 40: Befallsextensität sächsischer Graureiher mit <i>E. belocephalus</i>	62
Abbildung 41: Befallsintensität sächsischer Graureiher mit <i>E. belocephalus</i>	62
Abbildung 42: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>P. radiatum</i>	63
Abbildung 43: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>P. radiatum</i>	63
Abbildung 44: <i>Paryphostomum radiatum</i>	64
Abbildung 45: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>P. exaeretus</i>	64
Abbildung 46: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>P. exaeretus</i>	64
Abbildung 47: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>P. phalacrocoracis</i>	65
Abbildung 48: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>P. phalacrocoracis</i> (Ausschnitt)	65
Abbildung 49: <i>C. complanatum</i>	66

Abbildung 50: <i>B. polonica</i> (männlich)	66
Abbildung 51: <i>B. polonica</i> Ei	66
Abbildung 52: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>S. squamata</i>	67
Abbildung 53: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>S. squamata</i>	67
Abbildung 54: <i>S. squamata</i>	68
Abbildung 55: Halspapille von <i>S. squamata</i>	68
Abbildung 56: Kopfende von <i>C. obvelatus</i>	68
Abbildung 57: Schwanzende von <i>C. obvelatus</i>	68
Abbildung 58: Befallsextensität untersuchter Graureiher mit <i>D. incognita</i>	69
Abbildung 59: Befallsextensität untersuchter sächsischer Kormorane mit <i>D. incognita</i>	69
Abbildung 60: Befallsintensität untersuchter sächsischer Kormorane mit <i>D. incognita</i>	69
Abbildung 61: Kopfende von <i>D. incognita</i>	70
Abbildung 62: Schwanzende von <i>D. incognita</i>	70
Abbildung 63: kutikuläre Stacheln am Schwanzende männlicher <i>D. incognita</i>	70
Abbildung 64: Kopfende von <i>D. numidica</i> mit Vulva	70
Abbildung 65: kaudal gelegene Vulva von <i>D. incognita</i>	70
Abbildung 66: Befallsextensität untersuchter Graureiher mit <i>D. numidica</i>	71
Abbildung 67: Befallsintensität untersuchter Graureiher mit <i>D. numidica</i>	71
Abbildung 68: Kopfende eines männlichen <i>A. galliardi</i>	72
Abbildung 69: Kaudalende mit Spikula von <i>A. galliardi</i>	72
Abbildung 70: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>C. microspiculum</i>	73
Abbildung 71: Pärchen von <i>C. microspiculum</i>	73
Abbildung 72: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>C. rudolphii</i>	73
Abbildung 73: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit <i>C. rudolphii</i>	73
Abbildung 74: Kopfende von <i>C. rudolphii</i>	74
Abbildung 75: <i>C. rudolphii</i> unter der Magenserosa	74
Abbildung 76: <i>B. carbonis</i> mit Vulvaklappe	75
Abbildung 77: <i>Baruscapillaria</i> sp. ohne Vulvaklappe	75
Abbildung 78: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>Baruscapillaria</i> spp.	75
Abbildung 79: Kaudalende einer männlichen <i>Baruscapillaria</i> sp.	75
Abbildung 80: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit <i>C. strumosum</i>	77
Abbildung 81: Eier von <i>C. strumosum</i>	77
Abbildung 82: <i>Polymorphus</i> sp.	77

Abkürzungsverzeichnis

α	Irrtumswahrscheinlichkeit
BE	Befallsextensität, Prävalenz
BI	Befallsintensität
exp.	experimentell
K1	einsömmrige Karpfen
K2	zweisömmrige Karpfen
K3	dreisömmrige Karpfen
L I	Larve 1
L II	Larve 2
L III	Larve 3
L IV	Larve 4
mündl.	mündlich
n	Anzahl
RL	Richtlinie
unveröff.	unveröffentlicht
VO	Verordnung
♂	männlich
♀	weiblich

1 Einleitung

Gemeinsam mit der Jagd stellt die Fischerei wohl die älteste Form der Naturnutzung dar. Auch in Sachsen kann die Fischereiwirtschaft auf eine lange Tradition vor allem in der Oberlausitz verweisen. Im Mittelpunkt des Nutzungsinteresses steht der Fisch, so dass „Nahrungskonkurrenten“ wie Kormoran, Graureiher, Fischadler, Haubentaucher und Fischotter vor allem in der Vergangenheit als „Fischschädlinge“ mehr oder weniger vollständig ausgerottet wurden. Dank verstärkter Schutzbemühungen und der Eutrophierung der Gewässer mit zunehmender Weißfischpopulation (Cyprinidae) in den letzten Jahrzehnten, konnten sich besonders die Bestände von Kormoran und Graureiher in Mitteleuropa sehr gut erholen. In den 90er Jahren des 20. Jahrhunderts erreichten die Bestände zum Teil ihre Maxima. Während seltenere Arten wie Haubentaucher, Eisvogel, Silber-, Seiden- und Nachtreiher sowie Fisch- und Seeadler weitgehend aus der öffentlichen Diskussion verschwunden sind, geben Kormoran, Graureiher und neuerdings auch der Gänsesäger zunehmend Anlass zu kontrovers geführten Diskussionen zwischen Vogelschützern und Naturschutzverbänden einerseits und den Fischereiwirten bzw. Fischereiverbänden andererseits. Im Rahmen dieser Diskussion wurde schon in den 70er Jahren des 20. Jahrhunderts der Lachmöwe vorgeworfen, den Hauptvektor zur Übertragung von Parasiten und Krankheiten auf die Fischpopulationen zu bilden. Darauf hin kam es zur massiven Bekämpfung (RICHARZ et al. 2001). In einem Teichsystem Großbritanniens wurde die Einschleppung von *Ligula intestinalis* durch Graureiher in Folge der massiven Weißfischzunahme nachgewiesen (KENNEDY et al. 2001). NAVARRO et al. (2005) sprechen von einer Angleichung des Parasitenstatus isolierter Gebiete durch Zugvögel. Auch für den Kormoran werden heute solche Vermutungen aufgestellt, die jedoch bislang kaum untersucht wurden. Die vorliegende Arbeit soll einen Beitrag zur Klärung der Frage leisten, ob eine nachweisbare Einschleppung von Helminthen in sächsische Karpfenteichwirtschaften durch Fisch fressende Vögel statt findet.

2 Literaturübersicht

Sachsens Natur bietet heute wieder einem weiten Artenspektrum von Tieren Heimat, darunter zahlreichen Fisch fressende Arten. Neben Säugetieren wie Fuchs und Fischotter können auch zahlreiche Vogelarten aufgeführt werden, denen Fische als Nahrungsgrundlage oder wesentlicher Nahrungsbestandteil dienen. Ihnen gemeinsam ist die starke Verfolgung und teilweise Ausrottung in den letzten Jahrhunderten und nun eine neue erfolgreiche Ansiedlung und Ausbreitung. Neben der früheren und aktuell wieder zunehmenden massiven direkten Verfolgung, z.B. durch gezielte Nestzerstörungen, gelten heute jedoch schlechte Brut- und Lebensbedingungen als Gefährdungsursachen der Bestände. Dazu zählen verbaute Ufer, Zerstörung von Kleingewässern, fehlende Altschilfbestände, Schilfbrände, Vertreibung an Fischteichen und Störung durch Freizeitaktivitäten, Forstwirtschaft und Wegebau. Hinzu kommen verminderte Reproduktionsraten durch Belastung mit Pestiziden und Schwermetallen (BAUER et al. 2005).

Aus der Vielzahl Fisch fressender Vögel soll in dieser Arbeit nur auf die tatsächlich untersuchten Arten, Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe, näher eingegangen werden. In Tabelle 1 sind die heute in Deutschland gültigen Schutzvorschriften für die jeweilige Vogelart aufgeführt.

Tabelle 1: Schutzvorschriften in der EU

Graureiher (<i>Ardea cinerea</i> L., 1758)	Silberreiher (<i>Casmerodius albus</i> L., 1758)	Kormoran (<i>Phalacrocorax carbo</i> L., 1758)	Silbermöwe (<i>Larus argentatus</i> Pontoppidan, 1763)
-Jagdrecht -Anhang III der Berner Konventionen	-Anhang I der Vogelschutz-RL	-Anhang III der Berner Konventionen	-Anhang II-2 der Vogelschutz-RL

2.1 Taxonomische Einordnung

2.1.1 Graureiher (*Ardea cinerea* L., 1758) und Silberreiher (*Casmerodius albus* L., 1758)

Grau- und Silberreiher werden neuerdings in die taxonomische Ordnung der Reiher (Ardeiformes) eingeordnet. Dieser Ordnung gehört nur die Familie der Reiher (Ardeidae) an (BAUER et al. 2005). Dennoch werden Grau- und Silberreiher noch häufig zu der von BREHM (1922) aufgeführten zoologische Ordnung der Schreit- und Storchenvögel (Gressores bzw. Ciconiiformes) gezählt. Diese gliedert sich in die fünf Familien der Ibis (Plegadidae), Störche (Ciconiidae), Schuhschnäbel (Balanicipidae), Schattenvögel (Scopidae) und schließlich der Reiher (Ardeidae).

Nach den Ergebnissen molekularbiologischer Untersuchungen unterteilt sich die Familie der Reiher (Ardeidae) in die zwei Unterfamilien Ardeinae und Botaurinae. Letztere stellt mit zwei Gattungen (*Botaurus*, *Ixobrychus*) die ältere Linie der Reiher in Europa dar. Die sieben anderen europäischen Gattungen (*Ardea*, *Ardeola*, *Bubulcus*, *Casmerodius*, *Egretta*, *Mesophoyx* und *Nycticorax*) werden zu den Ardeinae zusammengefasst. Der Silberreiher (*Casmerodius albus* L., 1758) steht taxonomisch etwa in der Mitte zwischen *Bubulcus* und *Ardea*, und weiter entfernt zu *Egretta*. Der Graureiher (*Ardea cinerea* L., 1758) wird in die Gattung *Ardea* eingeordnet (BAUER et al. 2005).

Zur Familie der Reiher (Ardeidae) werden weltweit ungefähr 23 Gattungen mit 100 Arten gezählt. Die Reiher sind weltweit, außer in den nordischen Ländern, verbreitet. An den Wendekreisen machen sie den Hauptbestandteil der Vögel an Sümpfen und Gewässern aus. Außer bei den kleinen Dommelarten ist kein oder nur ein undeutlicher Geschlechtsdimorphismus ausgebildet (BREHM 1922, BAUER et al. 2005).



Abbildung 1: Graureiher (*A. cinerea*)

In Sachsen ist der Graureiher (Abbildung 1) ganzjährig als Brut- und Jahresvogel anzutreffen. Dabei belief sich der Bestand im Jahr 2003 auf 1.719 und im Jahr 2004 auf 1.898 Brutpaare (SEICHE 2006). Den Silberreiher kann man hier dagegen vor allem als Rastvogel während des Vogelzuges und zunehmend auch während der Wintermonate beobachten (BAUER et al. 2005, SEICHE 2006). SEICHE (2006) registrierte im Oktober 2005 230 Silberreiher, ging jedoch von einem höheren Bestand in Sachsen aus. Einen Überblick über die Lebensweise der beiden Reiherarten soll Tabelle 2 geben.

Tabelle 2: Lebensweise von Grau- und Silberreiher

Graureiher (<i>Ardea cinerea</i> L., 1758) (SEICHE & WÜNSCHE 1996, BAUER et al. 2005)	Silberreiher (<i>Casmerodius albus</i> L., 1758) Synonyme: <i>Egretta alba</i> , <i>Ardea alba</i> (BAUER et al. 2005)
Verbreitung der Unterarten	
<i>Ardea cinerea cinerea</i> L., 1758 <ul style="list-style-type: none"> • Eurasien und Afrika <i>Ardea cinerea monicae</i> Jouanin & Roux, 1963 <ul style="list-style-type: none"> • Mauretanien <i>Ardea cinerea jouyi</i> Clark, 1907 <ul style="list-style-type: none"> • Ost- und Südostasien <i>Ardea cinerea firsas</i> Hartert, 1917 <ul style="list-style-type: none"> • Madagaskar 	<i>Casmerodius albus albus</i> L., 1758 <ul style="list-style-type: none"> • Eurasien <i>Casmerodius albus egretta</i> (Gmelin, 1789) <ul style="list-style-type: none"> • Eurasien, Amerika <i>Casmerodius albus modesta</i> (Gray, 1831) <ul style="list-style-type: none"> • Tropisches Asien, Australien, Neuseeland <i>Casmerodius albus melanorhynchus</i> (Wagler, 1827) <ul style="list-style-type: none"> • Afrika
Verbreitung in Mitteleuropa	
ganzjährig an Teichen und Seen, Flüssen, in Sumpf- und Moorlandschaften, auch an der Küste	
Frühjahrszug	
(in milden Wintern Januar) Ende Februar bis Anfang März (Ende April)	Februar bis April
Zwischenzug	
Mitte September	ab Juli
Herbstzug	
ab September	ab September bis November
Überwinterungsgebiete mitteleuropäische Bestände	
<ul style="list-style-type: none"> • überwiegend im Mittelmeerraum • bis Westafrika südlich der Sahara • zunehmend im Brutgebiet 	<ul style="list-style-type: none"> • europäische Mittelmeerküste • Schwarzes Meer • bis südlich der Sahara • zunehmend Mitteleuropa (Bodensee, Baden-Württemberg und Sachsen)
Nahrung	
Fische, v.a. Weißfische <u>Vorzugsgröße:</u> <ul style="list-style-type: none"> • Karpfen bei 10 bis 15 cm • Rotaugen maximal bei 20 bis 30 cm außerdem Amphibien, Kleinsäuger, Jungvögel, Reptilien, Krebse und Insekten	meist Fische außerdem Amphibien, Insekten, Reptilien, Kleinsäuger
Nahrungsbedarf	
330 bis 500 g je Tag	Keine Angaben
Brut und Führungszeit	
<ul style="list-style-type: none"> • Februar/März bis Anfang Juni • drei bis fünf stumpfovale, matt hellblaugrüne Eier • Jungtiere frühestens Mitte Mai, für gewöhnlich erst im August flügge 	<ul style="list-style-type: none"> • Anfang bis Mitte April bis Juni/Juli • drei bis fünf blassblaue Eier • mit 40 bis 50 Tagen flügge • Jungtiere verlassen Kolonie frühestens mit 50 bis 60 Tagen
Bruterfolg	
<ul style="list-style-type: none"> • drei Jungvögel pro Nest • im ersten Lebensjahr sterben etwa 63 % der Jungvögel • das Ende des zweiten Lebensjahres erlebt etwa ein Viertel der Jungtiere 	<ul style="list-style-type: none"> • etwa ein bis drei Jungvögel pro Nest • im ersten Lebensjahr sterben etwa 76 % der Jungtiere (Schätzungen in USA)
Geschlechtsreife	
gewöhnlich im zweiten Lebensjahr	mit zwei Jahren

2.1.2 Kormoran (*Phalacrocorax carbo* L., 1758)

Der Kormoran wurde bisher der zoologischen Ordnung der Ruderfüßer (Steganopodes oder Pelecaniformes), der Familie der Kormorane (Phalacrocoracidae) und der Gattung *Phalacrocorax* zugeordnet. Neben der Kormoranfamilie zählten zu dieser Ordnung die Familien der Tropikvögel (Phaethontidae), der Fregattvögel (Fregatidae), der Pelikane (Pelecanidae), der Schlangenhalsvögel (Anhingidae) und der Tölpel (Sulidae) (RUTSCHKE 1998). Die im Oligozän und Miozän (vor 35 bis 15 Millionen Jahren) lebende Familie der Cyphornithidae wird ebenfalls in diese Ordnung eingegliedert (RUTSCHKE 1998, FREYER 2002).

Nach neuen molekulargenetischen Untersuchungen ist diese Einordnung allerdings fraglich, so dass nunmehr die Phalacrocoraciformes eine eigenständige Ordnung bilden. Diese Ordnung beinhaltet die Familien der Schlangenhalsvögel (Anhingidae), Tölpel (Sulidae) und Kormorane (Phalacrocoracidae) (BAUER et al. 2005). Die weltweite Verbreitung dieser Ordnung, die nur die Arktis und Antarktis ausschließt, deutet auf eine enorme Anpassungsfähigkeit hin. Mit ihren 30 Arten und bis zu 40 verschiedenen Formen ist die Familie der Kormorane die vielfältigste ihrer zoologischen Ordnung (RUTSCHKE 1998, FREYER 2002).

Die Art *Phalacrocorax (P.) carbo* ist weltweit durch sechs Unterarten vertreten (BAUER et al. 2005). In Sachsen kommt nur die Kormoranunterart *P. carbo sinensis* (Abbildung 2) vor. Dieser Kormoran zeichnet sich durch sein einfaches schwarzes Gefieder mit grün-bläulichem Glanz und bronzefarbenem Schiller aus. Während der Brut erscheinen beiderseits des Halses fadenförmige weiße Schmuckfedern und weiße Flecke an den Schenkeln. Am Hinterkopf wachsen in dieser Zeit verlängerte grünschwärze Schopffedern. RUTSCHKE (1998) gibt als Durchschnittsgewicht für die männlichen Tiere 2,3 kg und für die weiblichen Tiere 1,8 kg an.



Abbildung 2: Kormoran (*P. carbo sinensis*)

Im sächsischen Raum können Kormorane vorwiegend während des Haupt- und Zwischenzuges oder als Rastvogel beobachtet werden. Die Zahl der gezählten Kormorane steigt dabei jährlich. So wird der Kormoranbestand in Sachsen 2003 mit 13.313 und 2004 mit 17.508 Exemplaren angegeben. Jedoch nimmt auch die Zahl der Kormorane während der Brutzeit zu und es werden immer wieder Brutversuche, zum Teil erfolgreich gestartet. So etablierten sich 2005 zwei Brutansiedlungen im Raum Leipzig im Tagebau Witznitz (Haubitzer See) mit 21 Brutpaaren und am Werbelliner See mit 26-27 Brutpaaren (SEICHE 2006). Für gewöhnlich werden diese jedoch legal oder illegal durch die Teichwirte unterbunden und so neu gegründete Kolonien aufgelöst. Besonders an den Teichgebieten bilden sich während des Herbstzuges und zunehmend schon im Juli und August größere Rastgemeinschaften. Auch die Zahl der Schlafplätze weitet sich aus, so dass im Spätsommer (Ende August bis Anfang September) bis zu 3.500 Tiere an den Schlafplätzen und Nahrungsgewässern gezählt werden konnten. Zur Zeit des Zwischenzuges belegen Ringfunde die Herkunft der Kormorane aus Ungarn, Tschechien und der Slowakei und dem Gebiet des ehemaligen Jugoslawiens, neben einem Hauptanteil aus Dänemark und Polen (SEICHE & WÜNSCHE 1996, SEICHE 2006). Weitere Angaben zur Lebensweise des Kormorans finden sich in Tabelle 3.

Tabelle 3: Lebensweise des Kormorans

<p><i>Phalacrocorax carbo</i> (L., 1758) (VOLSAMBER 1988, GREMILLET & SCHMID 1993, SEICHE & WÜNSCHE 1996, RUTSCHKE 1998, FREYER 2002, BAUER et al. 2005)</p>	
Verbreitung der Unterarten	<p><i>Phalacrocorax carbo carbo</i> (L., 1758)</p> <ul style="list-style-type: none"> • Küsten des Nordost-Atlantik bis Norwegen, Färöer Inseln, Nord-Ost Europa (Murmansk), amerikanischen Atlantikküste <p><i>Phalacrocorax carbo sinensis</i> (Blumenbach, 1798)</p> <ul style="list-style-type: none"> • Binnenland der Paläarkt und der Orientalis <p><i>Phalacrocorax carbo maroccanus</i> Hartert, 1906</p> <ul style="list-style-type: none"> • Nordwest-Afrika <p><i>Phalacrocorax carbo lucidus</i> (Lichtenstein, 1823)</p> <ul style="list-style-type: none"> • Süd- und Westküste sowie dem östlichen Binnenland Afrikas <p><i>Phalacrocorax carbo hanedae</i> Nagamichi Kuroda, 1925</p> <ul style="list-style-type: none"> • Japan <p><i>Phalacrocorax carbo novaehollandiae</i> Stephens 1826</p> <ul style="list-style-type: none"> • Australasien
Nahrungsspektrum	<p>Fische (entsprechend dem Angebot)</p> <p><u>Vorzugsgröße:</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Karpfen: 9 –23 cm • schlankere Fische (Äschen und Renken) bis zu 40 cm <p>ausnahmsweise auch großen Krustazeen und Vögel</p>
Nahrungsmenge (Tagesbedarf)	<p><u>stoffwechselphysiologische Untersuchung</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • 243 g durchschnittlich, • 320 g während der Kükenaufzucht • 593 g zur Aufzucht der Duhnenjungen <p><u>Speiballenuntersuchung, Magenanalyse und Feldbeobachtung</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • maximal 350 bis 400 g Fisch am Tag.
Frühjahrszug	(Januar), März bis April
Zwischenzug	Beginn Juni / Juli / August bis Anfang September
Herbstzug	ab Oktober / November
Überwinterungsgebiete mitteleuropäischer Bestände	<ul style="list-style-type: none"> • Kormorane aus dem ostdeutschen Binnenland in Süd- und Südosteuropa • Ostsee • zunehmend im Voralpenland bis ans Mittelmeer • in der Nähe der Brutgebiete
Brut und Führungszeit	<ul style="list-style-type: none"> • Beginn: (Februar), April bis Juni, (Juli) • drei bis vier zugespitzte, hellblaue Eier im Abstand von zwei bis drei Tagen • Brutzeit 28 bis 31 Tagen • Brutpflege bis zur 13. Lebenswoche
Bruterfolg	<ul style="list-style-type: none"> • 0,22 bis 2,4 flügge Junge pro Nest • Im ersten Lebensjahr sterben abhängig vom Verfolgungsdruck mindestens ein bis zwei Drittel der Jungtiere.
Geschlechtsreife	<ul style="list-style-type: none"> • mit drei bis vier Lebensjahren • Brutversuche gelegentlich mit ein- bis drei Lebensjahren

2.1.3 Silbermöwe (*Larus argentatus* Pontoppidan, 1763)

Die Silbermöwe gehört in die Ordnung der Wat-, Alken- und Möwenvögel (Charadriiformes). Nach molekularbiologischen Untersuchungen unterteilt man diese nochmals in vier Unterordnungen: die Trile und Seidenschnäbel (Burhini), die Austernfischer, Regenpfeifer und Säbelschnäbler (Charadrii), die Schnepfenartigen (Scolopaci) und schließlich die Lari. In letztere Unterordnung zählt die Familie der Möwen, neben Laufhühnern, Brachschwalben, Renvögeln, Raubmöwen, Alken und Seeschwalben. Diese lerchen- bis knapp adlergroßen Wasservögel der Küsten und Binnengewässer sind Allesfresser und zum Teil Nahrungsparasiten anderer Vögel. Häufig brüten sie in Kolonien. Tabelle 4 soll einen Überblick über die Lebensweise der Silbermöwe vermitteln.

Die Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Familie der Möwen (Laridae) sind noch nicht abschließend geklärt, da besonders bei den Großmöwen, zu denen auch die Silbermöwe zählt, mehrerer Grenzfälle und auch gelegentlich Hybridisation auftreten. Nach den aktuell vorliegenden genetischen Daten ordnet man in die Familie der Laridae 55 Arten ein. Zu den Großmöwen der Nordhalbkugel zählen 17 Arten (BAUER et al. 2005).

Tabelle 4: Lebensweise der Silbermöwe

Silbermöwe (<i>Larus argentatus</i> Pontoppidan, 1763)	
(BAUER et al. 2005)	
Verbreitung der Unterarten	<i>Larus argentatus argentatus</i> Pontoppidan, 1763 <ul style="list-style-type: none"> • Ostseeküste, Skandinavien bis zur Kola-Halbinsel <i>Larus argentatus argenteus</i> Brehm, 1822 <ul style="list-style-type: none"> • Westeuropa und südliche Nordseeküste
Verbreitung in Mitteleuropa	<ul style="list-style-type: none"> • bevorzugt Küsten • besonders im Winter häufig an Mülldeponien, Fischereihäfen und Schlachthöfen
Nahrungsspektrum	<ul style="list-style-type: none"> • <u>Hauptnahrung</u>: Krebstiere, Muscheln, Stachelhäuter, Fische und Abfälle • sehr weites Spektrum an Gelegenheits- und Ausweihnahrung, auch pflanzliche Nahrung • intra- und interspezifischer Eier- und Kükenraub
Nahrungsmenge	mind. 400 g Fisch, 550 g Seestern, 160 g Vogelfleisch oder 160 g Brot
Frühjahrszug	ab Januar
Herbstzug	Spätsommer / Herbst bis November
Überwinterungsgebiete mitteleuropäischer Bestände	<ul style="list-style-type: none"> • <u>Hauptüberwinterungsgebiet</u>: süd-westliche Ostsee, über Großbritannien und Irland bis hin zur Nordsee • bis zu 75 % der Vögel auch im Brutgebiet • 20 % der Möwen auf dem europäischen Binnenland
Brut und Führungszeit	<ul style="list-style-type: none"> • Beginn: April bis Juli. • zwei bis drei Eier innerhalb von vier Tagen • Brutdauer: 26 bis 32 Tagen, beide Elternteile brüten • flügge nach 35 bis 49 Tagen • Junge verbleiben noch 19 bis 27 Tage im elterlichen Territorium, betteln und lassen sich füttern
Bruterfolg	0,5 bis 1,48 Junge pro Nest
Geschlechtsreife	mit vier bis sieben Lebensjahren, Weibchen meist etwas später

2.2 Taxonomische Einordnung, Biologie und Epidemiologie der Endoparasiten von Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe aus Sachsen

Im Rahmen der Literaturrecherche zeigte sich, dass Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe weltweit als Wirte zahlreicher Endoparasitenarten und Gattungen dienen. Die ermittelte Anzahl der Parasitenarten und -gattungen ist in Tabelle 5 dargestellt. Im einzelnen wurden die Arten und Gattungen in den Anhängen A bis D für die jeweilige Vogelart aufgeführt. Dazu wurden die beschriebenen Verbreitungsgebiete und die Autoren angeführt, die diese Zestoden als Parasitenfauna für den entsprechenden Vogelwirt angaben. Zu ersterem wurden die zur Veröffentlichung angewendeten gültigen Länderbezeichnungen gebraucht. Aus dieser Vielzahl an Endoparasiten wurde im weiteren nur auf die in dieser Arbeit nachgewiesenen Helminthenarten näher eingegangen.

Literatur über die Parasitenfauna des Graureihers in Europa stand außerordentlich spärlich zur Verfügung. So lagen neben der Bestimmungsliteratur lediglich je zwei Studien aus Polen (BEZUBIK 1956, SULGOSTOWSKA 1960) und Spanien vor (NOGUESEROLA et al. 2002, NAVARRO et al. 2005). Außerhalb der Bestimmungsliteratur lagen für den Silberreiher Europas keine Studien vor. Die Ergebnisse einer umfassenden Untersuchung über die Parasiten des Silberreihers in Florida veröffentlichten SEPÚLVEDA et al. (1999). Daneben existierten noch einige Arbeiten, die das Auftreten einzelner Helminthenarten in Mittel- und Südamerika untersuchten (z. B. NAVONE et al. 2000, CAMACHO et al. 2002, SCHOLZ et al. 2002)

Tabelle 5: Anzahl bisher nachgewiesener Endoparasitenarten und -gattungen

	Graureiher		Silberreiher		Kormoran		Silbermöwe	
	Gattungen	Arten	Gattungen	Arten	Gattungen	Arten	Gattungen	Arten
Zestoden	17	24	8	10	8	10	16	25
Trematoden	45	84	31	61	40	66	60	142
Nematoden	19	29	13	22	13	21	15	19
Kratzer	5	7	5	8	5	8	3	6

2.2.1 Zestoden

2.2.1.1 Ordnung: Cyclophyllida

Familie: Gryporhynchidae

Die frühere Unterfamilie Gryporhynchinae der Dilepididae wurde 1995 in den Status einer eigenen Familie Gryporhynchidae angehoben (SPASSKY 1995). Als zweite Zwischenwirte dienen durchweg Fische und als Endwirte Fisch fressende Vögel. Die Gryporhynchidae weisen einen runden bis birnenförmigen Kopf mit einer Krone von jeweils zehn kleinen und großen Haken auf. Da diese Haken auch in fixiertem Zustand weitgehend konstant in der Größe sind, ist es üblich sie zur Artbestimmung einzusetzen. Aus dieser Familie sind 20 Arten beschrieben, wovon drei in der paläarktischen Region vorkommen (SCHOLZ et al. 2002).

***Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) Hsu, 1935**

Paradilepis (*P.*) *scolecina* ist 2,5-7 mm lang und 0,18-0,42 mm breit. Der Skolex weist einen Durchmesser von 170-530 µm auf. Die Saugnäpfe messen 86 x 150 µm, die großen Haken 93-129 µm und die kleinen Haken 64-92 µm. Die drei bis fünf Hoden liegen in einer Reihe, wobei meist drei aporal und einer poral vom Uterus gelegen ist. Auffällig sind die stets unilateral gelegen und dicht mit kleinen Häkchen besetzten Zirren mit einer Länge von bis zu 40 µm und einer Breite von 12-13 µm. Die Eier sind rundlich mit einem Durchmesser von 42-54 µm und enthalten eine Onkosphäre, die 20-25 x 23-32 µm misst und deren Embryonalhaken zwischen 9 µm und 12 µm lang sind (RYZHIKOV et al. 1985).

Lebenszyklus: Als Zwischenwirt der Larve vom Zerkoskolextyp wird von JAREKA (1970) *Eudiaptomus graciloides* beschrieben. Bei Zimmertemperatur benötigte der Zerkoskolex 20 Tage zur Entwicklung (JAREKA 1970). Fische der Familien der Cyprinidae, Cichlidae, Gobiidae, Siluridae, Esocidae, Gasterosteidae und Acipenseridae (Anhang E.1) nehmen diese Kleinkrebse dann mit der Nahrung auf und dienen als zweiter Zwischenwirt (SCHOLZ 1989). In ihnen liegt die L II entweder frei im Darm vor oder sie bildet eine Zyste in der Bauchhöhle und der Leber oder im Mesenterium von Gallenblasenwand, Gallengang und vorderen Darmabschnitten (KOZICKA 1971, SCHOLZ 1989, MURAI et al. 1996). Der Kreis schließt sich, wenn infizierte Fische von Vögeln als Nahrung aufgenommen werden.

P. scolecina kommt in Europa, Asien, Afrika und Australien vor. So beschrieb FREYER (2002) eine Befallsextenstität (BE) von 73,7 % unter nord- und mitteldeutschen Kormoranen mit einer maximalen Befallsintensität (BI) von 620 Exemplaren. REIMER (1969) ermittelte eine BE von 55 % mit einer maximalen BI von 208 in Salzwassergebieten und eine BE von 100 % im Süßwassergebiet. In polnischen Kormoranen beträgt die BE 100 % bei Befallsmaxima von 2545 (KORPACZEWSKA 1963 b). Kormorane des Balatons wiesen eine BE von 91,1 % und eine BI zwischen 20 und 550 und einem Mittelwert von 47 auf (MURAI et al. 1996). In sächsischen Teichwirtschaften konnten KAPPE (2004) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) bisher, trotz weiter Verbreitung im Endwirt, keine Metazestoden in Karpfen nachweisen. PIETROCK et al. (2006) beschrieben dagegen in Karpfen der Halteranlage Sproitz einen geringgradigen Befall.

***Neogryporhynchus cheilancristrotus* (Wedl, 1855) Baer & Bona, 1960**

Neogryporhynchus (*N.*) *cheilancristrotus* ist 16-60 mm lang und 0,27-0,64 mm breit. Der Skolex ist rund mit einem Durchmesser von 200-300 µm, vier runden bis ovalen Saugnäpfen (d=120-150 µm) und dem typischen Hakenkranz, wobei die Größenangaben für die großen Haken von 61 bis 75 µm und die kleinen von 36 bis 44 µm variieren (BONA 1975; BARUS et al. 1978, SCHOLZ et al. 2002). Jede Proglottide weist vier (RYZHIKOV et al. 1985) bis acht (JOYEUX & BAER 1936) Hoden und zwei Paar Haken am Genitalatrium auf. Die Eier sind rund mit einem Durchmesser von 130-160 µm und enthalten eine 30 x 22 µm große Onkosphäre mit 8 µm langen Embryonalhaken (JAREKA 1970).

Lebenszyklus: Die vom Vogel ausgeschiedenen Eier können von *Cyclops* sp. (MAMAEV 1971), oder *Mesocyclops oithonoides* (JAREKA 1970) aufgenommen werden und entwickeln sich bei Zimmertemperatur in 20 Tagen zum infektiösen Zerkoskolex. Fische vor allem der Familie der Cyprinidae, aber auch der Acipenseridae, Clupeidae, Cobitidae, Esocidae, Channidae, Mugilidae, Percidae und Siluridae (Anhang E.1) nehmen diese Kleinkrebs mit der Nahrung auf, woraufhin sich in ihrem vorderen Darmabschnitt oder im Dottersack (KOZICKA 1979) der Plerozerkus entwickelt. Frisst ein Vogel den infizierten Fisch schließt sich der Kreis und der adulte *N. cheilancristrotus* entwickelt sich im Darm. BONA (1975) betrachtet die Familie der Reiher als Endwirt (RYZHIKOV et al. 1985).

Das Verbreitungsgebiet von *N. cheilancristrotus* erstreckt sich von Europa über Asien bis nach Japan (SCHOLZ et al. 2004). Acht von zwölf (66,7 %) und fünf von acht (62,5 %) untersuchten Graureihern der Masuren und zwei von weiteren 25 (8 %) in Polen untersuchten Graureihern wiesen einen Befall mit *N. cheilancristrotus* auf. Die BI schwankte zwischen einem und 140 Exemplaren (BEZUBIK 1956, KORPACZEWSKA 1963).

Familie: Dilepididae

***Echinocotyle verschureni* (Baer, 1951)**

Echinocotyle (*E.*) *verschureni* erreicht eine Gesamtlänge von 60-65 mm bei einer maximalen Breite von 3 mm. Der Skolex hat einen Durchmesser von 150 µm und ist mit vier bedornten Bothrien ausgestattet. Die Bothrien erreichen eine Größe von 110 x 40-60 µm, die Dornen von 7 µm. Das Rostellum weist eine Hakenkrone aus zehn 43-44 µm langen Haken auf. Die Proglottiden weisen jeweils drei Hoden, einen kurzen unbedornten Zirrus (57 x 48 µm) und ein diagonal liegendes zweilappiges Ovar auf. Die Eier sind leicht oval und haben die Maße 22 x 15-17 µm.

Helminthen der Gattung *Echinocotyle* sind typische Parasiten des Dünndarms aller Mitglieder der Möwenvögel und wurden bisher in der ehemaligen Tschechoslowakei und im Kongo nachgewiesen (RYZHIKOV et al. 1985).

2.2.1.2 Ordnung: Pseudophyllida

Familie: Ligulidae

Die Familie der Ligulidae zeichnet sich durch einen undeutlichen Kopf mit dorsalen und ventralen Gruben und dem Fehlen der Halsregion aus. In dieser Familie gibt es drei Gattungen, die alle bei Vögeln der paläarktischen Region beschrieben wurden.

***Ligula intestinalis* Goeze, 1782**

Ligula (*L.*) *intestinalis* erreicht eine Länge von 10-100 cm und eine Breite von 6-15 mm, abhängig von der Befallsintensität (KORPACZEWSKA 1963 b). Die Strobila ist unsegmentiert und weist nur am abgerundeten vorderen Ende eine Pseudosegmentation auf. Die Genitalkomplexe sind nur einmal je Proglottide angelegt und liegen medial im Zestoden sehr

eng in einer unregelmäßigen Reihe hintereinander. Die Eier sind 57-69 x 40-49 µm groß und die Onkosphäre besitzt 13-15 µm lange Embryonalhaken.

Lebenszyklus: Aus dem Ei schlüpft noch im Wasser das frei schwimmende Korazidium, welches von *Copepoda* spp. aufgenommen wird und sich in diesem ersten Zwischenwirt zum Prozerkoid entwickelt (MONCHENKO 1956, SEGIENKO 1972). Die Kleinkrebse werden wiederum mit der Nahrung von Fischen der Familie Cyprinidae (Anhang E.2) aufgenommen (DUBININA 1966, VOLSKIS 1970, CHICHKINA 1971). In ihnen entwickelt sich der Plerozerkoid, der mindestens ein Jahr im Fisch verbleiben kann. Nicht selten überschreitet dann die Masse des Plerozerkoiden die seines Wirtes (ARME & OWEN 1968). Erbeutet ein Vogel oder ein Polarfuchs einen befallenen Fisch, schließt sich der Kreis (MALCZEWSKI 1962).

Der Zestode *L. intestinalis* tritt in der paläarktischen Region und außerhalb dieser in Asien, Afrika und Nordamerika auf (RYZHIKOV et al. 1985). LEONOV (1958) zeigte, dass die höchste Befallsintensität in Silbermöwen am Schwarzen Meer während der Herbstmonate auftrat. In diesem Zeitraum erreichte auch die Prävalenz in den Fischpopulationen ihr Maximum (BROWN et al. 2001). Die Prävalenz in den Masuren lag in Lachmöwen zwischen 10 % und 13,5 %, im Haubentaucher zwischen 86,5 % und 88,4 % und im Rothalstaucher zwischen 60 % und 83 %. Die maximale BI wurde in einem Haubentaucher mit 149 Exemplaren erreicht. Trotz der weiten Verbreitung von *L. intestinalis* unter den Wasservögeln Polens, wiesen weder Kormorane noch Graureiher einen Befall auf (BEZUBIK 1956, KORPACZEWSKA 1963 a und b).

2.2.2 Trematoden

2.2.2.1 Ordnung Opisthorchiida

Familie Opisthorchiidae

Metorchis xanthosomus Creplin, 1846

Der längliche und mit feinen Stacheln bedeckte Körper von *Metorchis* (*M.*) *xanthosomus* erreicht eine Länge von 1,5-4,0 mm. Die Körperbreite nimmt zum hinteren Ende hin zu und erreicht mit 0,36-2,0 mm auf Höhe des vorderen Hodens ihre größte Ausdehnung. Der Mundsaugnapf liegt terminal und ist 113-184 µm lang und 126-302 µm breit. Der Pharynx erscheint klein und kurz mit einem Durchmesser von 30-68 µm. Der Ösophagus teilt sich direkt hinter dem Pharynx in die Darmäste, die bis ans Körperende ziehen. Der Bauchsaugnapf befindet sich im zweiten Körperdrittel, ist rund und mit einem Durchmesser von 155-255 µm etwas kleiner als der Mundsaugnapf. Direkt kranial des Azetabulums mündet der Genitalporus. Die Hoden liegen hintereinander oder schräg hintereinander im hinteren Körperdrittel, wobei der hintere etwas größer und tiefer gelappt erscheint. Das runde Ovar liegt median oder submedian direkt vor dem vorderen Hoden. Ausgehend vom Hinterrande des Pharynx ziehen sich die Dotterstöcke bis auf Höhe des Ovars. Ebenfalls in diesem Bereich befinden sich die

Uterusschlingen, die mit zahlreichen 25-32 x 10-15 µm großen Eiern gefüllt sind (SKRJABIN 1950, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b).

Lebenszyklus (Anhang E.3): Den ersten Zwischenwirt im Drei-Wirt-Zyklus von *M. xanthosomus* verkörpern Kiemenschnecken (*Bithynia tentaculata*). Von Mai bis Oktober wurden infizierte Schnecken nachgewiesen, deren Prävalenz Ende Juli ihren Höchstwert erreichte. Die Zerkarien verlassen zwischen Juni und August ihren ersten Zwischenwirt (ATAEV et al. 2002). Als zweite Zwischenwirte gelten Mitglieder der Familie der Cyprinidae und Cobitidae (NAŠINCOVA et al. 1993 b). In deren Kiemen und Muskulatur entwickeln sich die Metazerkarie in dickwandigen runden Zysten. Demzufolge gelten vor allem Fisch fressende Vögel als Endwirte, wobei auch andere Vogelarten, wie Enten-, Gänse- und Hühnervögel sowie Rallen befallen werden können. SULGOSTOWSKA (1960 a), REIMER (1969), NAŠINCOVA et al. (1993 b) und FREYER (2002) wiesen *M. xanthosomus* auch in den Gallengängen und der Gallenblase des Kormorans nach. Im Gegensatz zu *M. bilis*, einem Zoonoseerreger, werden Säugetiere nicht als Endwirt genutzt (RAZMASHKIN 1978).

Auf dem Gebiet von Polen, Tschechien und der Slowakei waren die BI (im Mittel drei, maximal 15 Exemplare) und die Prävalenz mit 8-43 % bei Kormoranen gering (SULGOSTOWSKA 1960 a, NAŠINCOVA et al. 1993 b). In Kormoranen Deutschlands beschrieb FREYER (2002) Prävalenzen zwischen 40 % (in Sachsen) und 75 % (in Schleswig-Holstein). Die maximale BI betrug dabei 56 Exemplare.

2.2.2.2 Ordnung Heterophyata

Familie Heterophyidae

Apophallus mühlingi (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909

Apophallus (A.) *mühlingi* erreicht eine Körperlänge von 0,65–1,98 mm bei einer maximalen Breite von 0,17–0,38 mm. Die Kutikula ist mit kleinen Stacheln bedeckt, die sich von kranial bis in den Bereich der Hoden erstrecken. Der Mundsaugnapf erscheint rund mit einem Durchmesser von 30–70 µm und liegt nahezu terminal. Ihm folgt ein elliptisch geformter Pharynx mit 30-50 x 20-50 µm. Der Genitalporus befindet sich knapp vor dem oval geformten Bauchsaugnapf (50-75 x 53-77 µm) etwa in der Körpermitte. Der Ösophagus verläuft bis etwa zur Hälfte zwischen Pharynx und Bauchsaugnapf, wo er sich in die Darmschenkel gabelt, die sich bis ans Körperende ziehen. Im hinteren Körperdrittel liegen die sehr großen, rund bis elliptisch geformten Hoden schräg hintereinander. Der vordere hat die Maße 50-164 x 60-420 µm, der hintere 30-175 x 20-190 µm. Etwas kranial vor den Hoden befindet sich das runde Ovar paramedian und mit einem Durchmesser von 20-132 µm. Die Dotterstöcke erstrecken sich zwischen Vorderrand des Bauchsaugnapfes und Körperende, wobei sie im Bereich zwischen Azetabulum und Ovar seitlich angeordnet sind. Die gelb gefärbten und mit einer Polkappe versehenen Eier weisen eine Länge von 30-40 µm bei einer Breite von 10-24 µm auf (SKRJABIN 1952, MALCZEWSKI 1962, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b).

Lebenszyklus: (Anhang E.4) Nach einer Präpatenzperiode von sieben bis zehn Tagen werden die embryonierten Eier von *A. mühlingi* über einen Zeitraum von bis zu vier Monaten mit dem Kot ausgeschieden. Das Mirazidium verlässt die Eihülle erst nach der Aufnahme durch eine Süßwasserschnecke (*Lithoglyphus naticoides*). In dieser erfolgt die ungeschlechtliche Vermehrung und Entwicklung über Redienstadien zur Zerkarie, wobei jede Redie etwa sechs bis zwölf Zerkarienembryonen beherbergt. Nach dem Verlassen der Schnecken dringt die Zerkarie in die Flossen und die oberflächlichen Muskulatur von Cypriniden, Clupeiden und Perciden ein. Dort entwickelt sie sich in Zysten mit typischerweise marginaler Melanineinlagerung, den so genannten „black spots“ innerhalb von 30 Tagen zur infektiösen Metazerkarie (ODENING 1970, SONIN 1986, KUROCHKIN & BISEROVA 1996). Der Nachweis als Endwirt von *A. mühlingi* gelang sowohl in Säugetieren, wie Fuchs, Hauskatze und Hund als auch in Vögeln aus neun Familien, u.a. Kormoranen, Möwen, Seeschwalben, Reiher, Habichtartigen sowie Enten in Nordamerika, Europa und Asien. Im Endwirt ist *A. mühlingi* im Dünndarm lokalisiert (SKRJABIN 1952, SULGOSTOWSKA 1960 b, MALCZEWSKI 1963, ODENING 1970, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b, KORNYUSHIN et al. 1996, IVANOV & SEMENOVA 2000).

NAŠINCOVÁ et al. (1993 b) wiesen *A. mühlingi* erstmals im Kormoran auf dem Gebiet der ehemaligen Tschechoslowakei nach. Das Vorkommen in Lachmöwen und Flussseschwalben dieser Region war schon bekannt. In Teichgebieten Polens galt er als verbreiteter Parasit. In Lachmöwen wurde eine Prävalenz von 22,4 % und eine BI von zehn bis 400 Individuen beschrieben (SULGOSTOWSKA 1960 b). Auch in 14 Arten karpfenartiger Fische in Tschechien und der Slowakei ist das Vorkommen belegt.

2.2.2.3 Ordnung Strigeidida

Familie Strigeidae

In der Familie der Strigeidae werden Trematoden zusammengefasst, deren Körper einer morphologischen und anatomischen Zweiteilung unterliegt. Das vordere Segment dient dabei der Anheftung im Wirt und das hintere der Reproduktion des Parasiten.

Apharyngostrigea cornu (Zeder, 1800) Ciurea, 1927

Namensgebend für *Apharyngostrigea* (A.) *cornu* sind der fehlende Pharynx und die abgewinkelte Körperform. Der Vorderkörper ist von ei-, birnen- bis kelchförmiger Gestalt, 0,6-1,98 mm lang und 0,65-1,38 mm breit. Der Mundsaugnapf liegt submarginal und erreicht eine Größe von 100-200 x 90-190 µm. Das Azetabulum (180-300 x 180-250 µm) befindet sich im zweiten Drittel des vorderen Segments. Das Tribozytische Organ wird von zwei zungenförmigen Lappen gebildet. Der hintere Körperteil ist zylindrisch geformt, 1,4-4,5 mm lang und 0,51-0,99 mm breit. Direkt zu Beginn des hinteren Segments liegt die deutlich ausgeprägte Glykolytische Drüse, die eine Größe von 300-360 x 225-270 µm erreicht. Die Dotterstöcke dehnen sich nach kranial bis in die Lappen des Tribozytischen Organs aus,

erreichen ihre größte Dichte jedoch in Höhe des Eierstocks. Direkt hinter dem Ovar schließen sich die zwei relativ großen, länglichen und gelappten Hoden an, zwischen denen sich der Genitalkonus befindet. Die Sexualpore liegt terminal. Die Eier sind 77-112 x 54-80 µm groß (DUBOIS 1934, TSCHERNER 1970, SONIN 1986).

Der Entwicklungskreislauf (Anhang E.5) von *A. cornu* erfordert drei obligatorische Wirte, wobei er über zwei Wege verlaufen kann. Dabei bilden Süßwasserschnecken aus den Familien der Planorbidae und Lymnaeidae den ersten Zwischenwirt. In deren Mitteldarmdrüse und Eingeweidesack entwickelt sich die Zerkarie, die nach dem Verlassen der Mollusken aktiv ihren zweiten Zwischenwirt aufsucht. Dieser wird durch Fische der Familien der Cyprinidae und Percidae oder von Quappenstadien der Amphibien (exp. durch TSCHERNER 1970) repräsentiert. Nehmen potentielle Endwirte aus den Familien der Ardeidae und Ciconiidae (Anhang E.5) den infizierten Fisch oder Lurch mit der Nahrung auf, entwickelt sich in deren Darm die adulte Form von *A. cornu*, deren Eier wiederum mit dem Vogelkot in die Gewässer gelangen. In der ehemaligen DDR waren alle untersuchten Graureiher mit *A. cornu* infiziert (ODENING 1963 b). In Polen wies BEZUBIK (1956) eine Prävalenz von 29,2 % nach. Dabei beobachtete er maximal 19 *A. cornu* je Reiher. In Spanien lag die BE bei 48 %. Die BI wies hier einen Mittelwert von 101,8 und ein Maximum von 767 Individuen auf (NAVARRO et al. 2005). *A. cornu* konnte bisher mit Ausnahme von Australien auf allen Kontinenten nachgewiesen werden (DUBOIS 1934, TSCHERNER 1970, SONIN 1986).

Entwicklung und Verhalten von *A. cornu* sind von der Temperatur, jedoch nicht vom Licht abhängig. Bei optimalen Wassertemperaturen zwischen 22 °C und 24 °C schlüpfen die ersten Mirazidien innerhalb von zehn Tagen und nach weiteren 14 Tagen verlassen die ersten Zerkarien die Schnecken. Innerhalb von 48 bis 72 Stunden müssen diese einen geeigneten Wirt gefunden haben. Sinken die Wassertemperaturen, verzögert sich die Entwicklung zunehmend (TSCHERNER 1970). Bei 12 bis 15 °C reifen die Mirazidien im Ei innerhalb von 15 bis 17 Tagen zwar völlig aus, zeigen jedoch keine Bewegungen und schlüpfen nicht. Erst eine Temperaturerhöhung auf 25 °C zieht einen massiven Schlupf nach sich (GINEZINSKAJA 1960). Bei konstanten 10 °C Wassertemperatur sind die Mirazidien innerhalb der Eikapsel über mindestens 132 Tage überlebensfähig. Der Zerkarienausstoß unterbleibt bei geringen Temperaturen (November bis März) ebenfalls. Im zweiten Zwischenwirt kann die Entwicklung zur infektiösen Metazerkarie innerhalb von 22 bis 28 Tagen nach der Infektion abgeschlossen sein. Es konnten jedoch in einer Karausche noch nach 25 Monaten infektiöse Larvenstadien nachgewiesen werden. Im Graureiher beträgt die Präpatenzperiode fünf (DUBININ 1949 zitiert in TSCHERNER 1970) bis neun Tage (TSCHERNER 1970). TSCHERNER (1970) ermittelte eine Lebensdauer des Adultus im Graureiher von mindestens 21 Wochen nach der Infektion. So kann der komplette Zyklus in 60 Tagen durchlaufen werden oder sich über mehrere Jahre hinziehen.

Familie Diplostomidae

Diplostomum pseudospathaceum NIEWIADOMSKA, 1984

Das zarte, blattartige Vordersegment von *Diplostomum* (*D.*) *pseudospathaceum* ist länglich bis zungenförmig. Seine Länge beträgt 1,03-1,72 mm. Die maximale Körperbreite von 0,40-0,68 mm wird etwa auf der Höhe des Tribozytischen Organs erreicht. Der seitliche und hintere Rand des Vorderkörpers schlägt nach ventral um und bildet so ein kleines Fältchen. Das vordere Ende weist einen dreilappigen Rand auf, wobei der mittlere Lappen der größte ist und den Mundsaugnapf (67-78 x 68-95 µm) trägt. Beidseits schließen sich Vertiefungen an, in denen die nierenförmigen Pseudosaugnäpfe liegen. Der Pharynx erscheint klein (44-74 x 47-66 µm) und oval. Präpharynx und Ösophagus sind kurz. Der Bauchsaugnapf (68-103 x 62-119 µm) ist etwas größer als der Mundsaugnapf und liegt deutlich kranial des Tribozytischen Organs etwa in der Mitte des Vorderkörpers. Das Tribozytische Organ weist eine Länge von 153-335 µm bei einer Breite von 163-388 µm auf. Es erscheint je nach Wölbung des Vorderkörpers rund, oval bis pilzförmig, ist jedoch stets deutlich ausgebildet. Der hintere Körperteil (0,42-0,72 mm) ist am Vorderkörper in einen Winkel von bis zu 90° angesetzt. Bei juvenilen Exemplaren ist es sackförmig und kürzer als der Vorderkörper. Im Adultus dagegen ist das Hinterteil mindestens genauso lang (0,96-2,19 mm) wie das Vorderteil und von gestreckt ovaler Gestalt. Die Dotterstöcke erstrecken sich über beide Segmente. Nach kranial ziehen sie mindestens bis zum Bauchsaugnapf. Im Hinterteil berühren sie fast das Körperende. Das Ovar (111-187 x 142-238 µm) ist elliptisch geformt und liegt im zweiten Viertel des Hinterkörpers. Die großen Hoden liegen im vierten bis fünften Sechstel des Hinterteils. Von ventral erscheint der erste Hoden unsymmetrisch, der zweite eher hufeisenförmig. Die Eier erreichen 79-120 µm in der Länge und 52-76 µm in der Breite (TIMON-DAVID 1955, NIEWIADOMSKA 1984, SONIN 1986, FIELD & IRWIN 1995).

Im Entwicklungszyklus (Anhang E.6) von *D. pseudospathaceum* dienen Möwenvögel als Endwirt, in deren kranialen Darm er parasitiert. Das Mirazidium entwickelt sich in Wasserschnecken der Gattung *Lymnea* zur Zerkarie (NIEWIADOMSKA 1984). Das Spektrum des zweiten Zwischenwirtes ist sehr weit. Es umfasst u.a. über 100 Fischarten, darunter zahlreiche Süßwasserfische (BETTERTON 1974 als *D. spathaceum*), in deren Augenlinse sich die infektiösfähige Metazerkarie entwickelt. Diese Entwicklung ist von der Temperatur abhängig. Bei 12°C benötigte sie im Glatten Krallenfrosch (*Xenopus laevis*) 65 Tage, während sie bei 29°C innerhalb von zwölf Tagen vollzogen wurde. Bei 9°C Wassertemperatur fand im Glatten Krallenfrosch innerhalb von drei Monaten keine Entwicklung der Zerkarie zur Metazerkarie statt. Erhöhte man anschließend die Wassertemperatur auf 29°C, erfolgte eine normale Entwicklung. Beim gleichen Versuch mit einer Ausgangstemperatur von 5°C starb dagegen die Hälfte der Zerkarien ab. Das führt dazu, dass der Entwicklungskreislauf über die Herbst- und Wintermonate bis zum folgenden Frühjahr unterbrochen wird und in dieser Zeit keine infektiösfähigen Metazerkarien entstehen. Die Entwicklungsdauer variierte außerdem innerhalb verschiedener Fischarten. Bei 12°C werden z.B. in Elritzen 28 Tage und in Barschen vier Monate benötigt (SWEETING 1974 als *D. spathaceum*).

Auf Grund taxonomischer Umstrukturierung lassen sich Berichte über *Diplostomum* spp. ohne detaillierte Beschreibung oder Abbildung nicht eindeutig zu einer bestimmten Art zuordnen (NIEWIADOMSKA 1984). Nach CROWDEN & BROOM (1980) tendieren stark befallene Fische dazu, sich in oberflächennahen Wasserzonen aufzuhalten, wodurch sie zu einer leichten Beute für den Endwirt werden. BETTERTON (1974) bestätigt das fehlende Fluchtverhalten der durch den parasitären Katarakt erblindeten Fische. In der Literatur treten *Diplostomum* spp. unter den Möwenvögeln mit einer Prävalenz von 0,15 bis 93 % auf (TIMON-DAVID 1955, BEZUBIK 1956, ERHARDT 1966, THRELFALL 1967, OWEN et al. 1976, SANMARTIN 2005). Die BI erreichte in Silbermöwen Nordamerikas maximal 442 und betrug im Mittel 93 Exemplare (OWEN et al. 1976). In Polen betrug die BI in Lachmöwen vier bis 19 Exemplare und in Mantelmöwen sogar bis zu 400 Exemplare (BEZUBIK 1956). In Fischen sächsischer Teichwirtschaften zeigten Karpfen der Altersklasse K1 im Frühjahr eine Prävalenz mit *Diplostomum* spp. von 6,7 %, die sich im Verlauf des nächsten Lebensjahres auf 16,7 % erhöhte, wobei die BI in beiden Altersklassen als sehr gering beschrieben wurde (KAPPE 2004). Auch Regenbogenforellen der Halterungsanlage Sproitz wiesen geringgradige Befallsraten mit *Diplostomum* sp. auf (PIETROCK et al. 2006).

***Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931**

Hysteromorpha (H.) *triloba* ist ein Vertreter der Diplostomidae mit undeutlicher Zweiteilung. Der Körper ist 0,63-1,91 mm lang und birnen- bis triangelförmig. Seine größte Breite wird mit 0,35 bis 1,05 mm am Vorderende oder etwa auf Höhe des Tribozytischen Organs (347-598 x 271-391 µm) erreicht, welches rund bis elliptisch und sehr groß ist. Das vordere Ende ist deutlich dreilappig, wobei der mittlere Lappen subterminal Mundsaugnapf (34-96 x 42-130 µm) und Pharynx (31-88 x 25-90 µm) trägt. Die beiden halbmondförmigen Pseudosaugnäpfe liegen lateral davon in den Vertiefungen. Unmittelbar kaudal der Bifurkation des Darmes befindet sich das Azetabulum. Mit 60-170 x 67-200 µm unterscheidet es sich meist nur unwesentlich von der Größe des Mundsaugnafes. Die schmalen Zäka ziehen sich bis zum hinteren Körperende. Das hintere Segment ist zylindrisch bis konisch und wird von den Genitalorganen dominiert. Im ersten Drittel befindet sich das submedian gelegene rundliche Ovar, dem sich die Hoden anschließen. Der vordere Hoden liegt lateral und ist unregelmäßig geformt, während der hintere Hoden sich über die gesamte Breite des Hinterteils zieht und sattelförmig erscheint. Die Dotterstöcke reichen vom Hinterende des hinteren Hoden nach kranial bis zum Pharynx und umschließen dabei das Tribozytische Organ. Die Sexualpore liegt terminal. Die Eier sind 75-101 x 48-75 µm groß (DUBOIS 1938, YAMAGUTI, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b, FREYER 2002).

Der Entwicklungszyklus (Anhang E.7) von *H. triloba* durchläuft einen Drei-Wirt-Zyklus. Nachdem das Mirazidium im Wasser aus dem Ei geschlüpft ist, penetriert es Süßwasserlungenschnecken der Gattungen *Physa*, *Planorbis* und *Gyraulus*. Nach einer Entwicklungsdauer von etwa 15 Tagen (bei hohen Sommertemperaturen) verlässt die Zerkarie ihren ersten Zwischenwirt (UPTON 1999). Mehr als 30 Süßwasserfischarten und -unterarten v.a. der Cypriniden sowie Perciden, Siluriden und Esociden und Kaulquappe verschiedener Frosch-

und Krötenarten dienen als zweite Zwischenwirte (SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b, SCHUSTER et al. 1998, REIMER 2001). Die Entwicklung zur infektiösen Metazerkarie benötigt ungefähr zwölf Wochen. SKRJABIN (1960) beschrieb für *H. triloba* den Kormoran als einzigen, obligatorischen Endwirt. DUBOIS (1938 und 1934) und YAMAGUTI (1958) wiesen außerdem experimentell verschiedene Reiherarten und Pelikane als Endwirt nach, in denen der Parasit im vorderen Drittel des Dünndarmes lokalisiert war. Innerhalb von drei Tagen nach Erreichen des Darms produziert der Trematode Eier, die mit dem Kot wiederum in die Gewässer gelangen (DUBOIS 1934, YAMAGUTI 1958). Das Verbreitungsgebiet umfasst Europa, Nord- und Südamerika, Australien und Asien einschließlich Japan. In Europa scheint *H. triloba* mit Prävalenzen zwischen 25 % und 94 % einer der verbreitetsten Kormoranparasiten zu sein (NAŠINCOVA et al. 1993 b, FREYER 2002). NAŠINCOVA et al. (1993 b) beschrieben mittlere Befallsintensitäten von 18 und 21 Exemplaren je Vogel. Die maximale BI von 83 Exemplaren wurde bei einem Kormoran aus Mähren (Tschechien) beobachtet. Unter 25 untersuchten Kormoranen aus Sachsen waren 15 befallen (FREYER 2002). Die beobachtete BI betrug dabei im Mittel 40,7 und maximal 220 Exemplaren je Vogel. So wiesen PIETROCK et al. (2006) in der Halteranlage Sproitz einen geringgradigen Befall unter Schleien und Plötzen nach. Karpfen waren ebenso wie bei KAPPE (2004) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) nicht betroffen.

***Posthodiplostomum cuticola* DUBOIS, 1936 (v. NORDMANN, 1832)**

Das vordere blattartige Segment von *Posthodiplostomum* (*P.*) *cuticola* ist leicht konkav gebogen und weist eine ovale Form auf. Dabei sind vor allem die hinteren Seitenränder zu einer Falte mit gewelltem Saum umgeschlagen, die das Tribozytische Organ und gelegentlich sogar den Bauchsaugnapf bedeckt. Die Länge des vorderen Segmentes beträgt 0,39-1,46 mm bei einer Breite von 330-920 µm, die des hinteren Segmentes 190-850 µm bei einer Breite von 130-660 µm. Mundsaugnapf (40-80 x 40-72 µm) und Bauchsaugnapf (44-85 x 50-90 µm) sind etwa gleichgroß. Präpharynx und Ösophagus (32-110 µm) sind sehr kurz und werden durch einen deutlichen Pharynx verbunden, der mit 39-77 µm etwas kürzer als das Azetabulum ist. Seine Breite beträgt 26-63 µm. Das Tribozytische Organ ist oval und hat eine Länge von 99-360 µm und eine Breite von 81-290 µm. Die Dotterstöcke erstrecken sich von kranial des Azetabulums bis kaudal des hinteren Hodens. Das elliptische Ovar ist 33-147 x 33-176 µm groß. Es liegt auf der Längsachse am Anfang des Hinterteils. Dabei ist es zum größten Teil von den Hoden bedeckt, welche die vorderen zwei Drittel des Hinterteils einnehmen. Der vordere Hoden ist asymmetrisch geformt und nach lateral gedrängt, der zweite Hoden ist größer und sattelförmig, wobei sich seine seitlichen Äste bis zum Vorderrand des hinteren Körpersegmentes ziehen. Die Eier sind 73-110 x 51-89 µm groß. Die männlichen und weiblichen Geschlechtsgänge münden in eine gemeinsame Genitalöffnung. Diese liegt terminal, ist ausstülpbar und bildet eine Art Präputium, welches den Genitalkonus umgibt (DUBOIS 1938, ODENING 1963 a, SONIN 1986).

Die Entwicklung (Anhang E.8) von *P. cuticola* erfolgt in einem Drei-Wirte-Zyklus. Als erster Zwischenwirt dienen Wasserschnecken (*Planorbis planorbis* und *P. carinatus*). Den zweiten Zwischenwirt repräsentieren etwa 70 Arten und Unterarten aus den Familien der Cyprinidae, Esocidae und Percidae (DUBOIS 1938, KAMENSKI 1971, SONIN 1986), in deren Haut sich die

Metazerkarie meist entwickelt und dabei die so genannten „black spots“ verursacht (BADRAN et al. 1996). Als Endwirte gelten zahlreiche Reiherarten und der Kormoran (DUBOIS 1938, SONIN 1986, FREYER 2002). SONIN (1986) bemerkte, dass *P. cuticola* in anderen Vogelfamilien als den Ardeidae weitaus seltener und meist nur im immaturren Stadium anzutreffen war. So konnte FREYER (2002) in Deutschland nur in einem Kormoran (0,9 %) zwei Exemplare belegen. Das Verbreitungsgebiet umfasst Europa, Asien und Ägypten (DUBOIS 1938, SONIN 1986, BADRAN et al. 1996).

***Tylodelphis excavata* SZIDAT, 1935 (RUDOLPHI, 1803)**

Die Gesamtlänge von *Tylodelphis* (*T.*) *excavata* beträgt 1,00-2,76 mm. Das längliche Vorderteil ist 0,51-1,65 mm lang. Seine größte Breite (220-760 µm) erreicht es auf der Höhe des Tribozytischen Organs. Das vordere Segment ist schmal und zungenförmig mit etwa parallel verlaufenden Seitenkanten. Im Bereich des Tribozytischen Organs weitet es sich birnenförmig. Das mehr oder weniger dreilappig geformte Kopfende trägt auf seinem medianen Vorsprung den 40-110 x 50-110 µm großen Mundsaugnapf. Er wird von den Pseudosaugnäpfen flankiert, die im Allgemeinen ihrerseits wiederum auf kleinen Vorsprüngen leicht schräg angeordnet sind. An den Mundsaugnapf schließt sich direkt der Pharynx (50-90 x 31-80 µm) an, der von einem kurzen Ösophagus gefolgt wird. Das Azetabulum stimmt in der Größe (30-90 x 40-100 µm) nahezu mit dem Mundsaugnapf überein. Das Tribozytische Organ ist rundlich mit einem Querdurchmesser von 100-490 µm. Die Dotterstöcke verteilen sich über beide Körpersegmente, konzentrieren sich jedoch besonders auf das vordere. Am dichtesten liegen sie im Bereich des Tribozytischen Organs. Mit geringerer werdender Dichte ziehen sie bis nach kranial des Bauchsaugnapfes und lassen nur das erste Drittel des vorderen Segments frei. Im hinteren Körperteil bilden die Dotterstöcke ein axial verlaufendes Band. Erst hinter dem kaudalen Hoden dehnen sie sich wieder zu den Seitenflächen hin aus und ziehen bis an die *Bursa copulatrix*. Das Ovar (50-250 x 60-270 µm) ist elliptisch bis rundlich und befindet sich am Übergang der beiden Körpersegmente. Die Hoden nehmen fast die gesamten ersten zwei Drittel des hinteren Körpersegments ein. Sie sind sattelförmig ausgebildet mit einer ventralen Einziehung. Der erste Hoden ist etwas breiter als der zweite, dafür jedoch kürzer. Die *Bursa copulatrix* liegt subterminal, ist klein und fast ganz und gar vom Genitalkonus ausgefüllt. Die Eier sind 73-112 µm lang und ihre Breite beträgt 44-70 µm (DUBOIS 1938, SONIN 1986).

Der Entwicklungszyklus verläuft über einen Drei-Wirte-Zyklus (Anhang E.9), in welchem Wasserschnecken (*Planorbis corneus*) den ersten Zwischenwirt darstellen. In ihnen entwickeln sich die Mirazidien zu Ruderschwanzzercarien, die die Schnecken verlassen. Die Zerkarie sucht Anuren auf, um sich in deren *Medulla oblongata* zur Metazerkarie zu entwickeln. Dabei werden Wasserfrösche, bedingt durch ihre Lebensweise in fluvialen Gebieten sowohl als Kaulquappen als auch als adulte Stadien befallen. Baumfrösche und Kröten infizieren sich dagegen in der Regel nur im Kaulquappenstadium, da sie Gewässer nur zur Laichzeit aufsuchen. DUBOIS (1938) und BEZUBIK (1956) berichteten vom Haubentaucher als Endwirt, in dem eine Prävalenz von 4,2 % und eine BI von 30 Exemplaren erreicht wurde. Nach SONIN (1986) gelten auch Vertreter der Reiher, Störche, Möwen, Ibis, Taggreifvögel und Enten als

Endwirt. *T. excavata* ist meist im ersten Drittel des Dickdarmes lokalisiert (DUBOIS 1938, SCHUSTER 2002). Das Verbreitungsgebiet erstreckt sich von Mittel-Europa bis in die Gebiete der ehemaligen UdSSR (SONIN 1986).

2.2.2.4 Ordnung Cyathocotylides

Familie Cyathocotylidae

Holostephanus dubinini Vojtek und Vojtkova, 1968

Holostephanus (*H.*) *dubinini* weist einen birnenförmigen Körper mit einer Länge von 855 bis 1472 µm und einer Breite von 553 bis 1152 µm auf. Dabei ist das Vorderende breiter als das Hinterende. Der Vorderkörper ist mit zarten Stacheln bedeckt. Der runde, subterminal gelegene Mundsaugnapf (107-155 x 130-183 µm) ist größer als das Azetabulum (63-80 x 73-107 µm), welches in der Bifurkation des Darmes liegt. Der Pharynx ist oval und muskulös und misst 64-120 x 60-126 µm. Die versetzt hintereinander liegenden Hoden erscheinen groß und unregelmäßig oval. Kranial des hinteren Hodens befindet sich das ovale Ovar (110-220 x 100-240 µm). Den vorderen Hoden ventral überlappend, enthält der Zirrusbeutel einen sehr langen und dünnen Zirrus. Die Dotterstöcke erstrecken sich zwischen der Darmgabelung und dem Hinterrand der Hoden. Der Uterus ist im Mittel mit vier Eiern gefüllt, die 82-105 x 60-88 µm groß sind (DUBOIS 1938, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b, FREYER 2002).

H. dubinini ist in Europa und Asien verbreitet (VOJTEK & VOJTKOVA 1968, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993, SCHUSTER et al. 2001, FREYER 2002, KANAREK 2003). Die Entwicklung verläuft über einen Drei-Wirte-Zyklus (Anhang E.10), in welchem Kiemenschnecken (*Bithynia tentaculata*) den ersten Zwischenwirt darstellen. Als zweiter Zwischenwirt dienen der Zerkarie Cypriniden, in deren Kiemen und Muskulatur die Zysten zu finden sind (VOJTEK & VOJTKOVA 1968, NAŠINCOVA et al. 1993 b, SCHUSTER et al. 2001). Als Endwirt ist der Kormoran beschrieben. Vor allem im Dünndarm, seltener im Dickdarm ist *H. dubinini* anzutreffen (NAŠINCOVA et al. 1993 b, FREYER 2002). Die Prävalenz in der Kormoranpopulation Südböhmens betrug 44 %, wobei die BI zwischen einem bis 30 Exemplaren schwankte und im Mittel bei sieben Trematoden je Vogel lag (NAŠINCOVA et al. 1993 b). Die Prävalenz innerhalb der Kormorane Deutschlands war geringer und wurde mit 4,24 % angegeben. Die BI schwankte zwischen einem und 85, im Mittel zwischen 31 und 56 Exemplaren (FREYER 2002).

2.2.2.5 Ordnung Rencolidia

Familie Rencolidae

Rencola lari TIMON-DAVID, 1933

Der Körper von *Rencola* (*R.*) *lari* ist birnenförmig mit einer Gesamtlänge von 1,2-2,2 mm. Die maximale Breite (450-1311 µm) wird etwa in der Körpermitte erreicht. Der Mundsaugnapf ist subterminal gelegen und rund bis queroval mit einem Querdurchmesser von 195-287 µm. Präpharynx und Ösophagus sind kurz. Der länglich ovale Pharynx misst 65-89 x 54-97 µm. Der Bauchsaugnapf (72-106 x 72-109 µm) ist rundlich bis diagonal oval. Im hinteren Bereich des Azetabulums liegen die Hoden, deren Hinterränder sich häufig überlappen und sogar verwachsen sein können. Nahezu der gesamte Körper ist mit Uterusschlingen gefüllt, die eine Fülle an 28-50 x 15-28 µm großen Eiern enthalten (MATSKÁSI 1974, PREVOT & BARTOLI 1978, SONIN 1986).

Als erster Zwischenwirt von *R. lari* sind im Entwicklungskreislauf (Anhang E.11) marine Mollusken der Art *Cerithium* (*C.*) *mediterraneum*, *C. rupestre* (PREVOT & BARTOLI 1978) und *Mytilus edulis* (KULACHKOVA & GROZDIKOVA 1982) beschrieben worden, in deren Bindegewebe sie sich verkapseln. Die Prävalenz ist jahreszeitenabhängig und im August mit 1 % bis 2 % am höchsten. Die im weiteren Verlauf des Zyklus ab Mitte Juni bis Ende September bzw. Oktober aus den Schnecken freigesetzten Zerkarien verhalten sich wie marines Plankton. Indem sie immer wieder aktiv zur Wasseroberfläche aufsteigen und sich dann absinken lassen, erhöhen sie die Wahrscheinlichkeit vom Fisch mit dem Futter aufgenommen zu werden. PREVOT & BARTOLI (1978) beobachteten eine Lebensdauer der Zerkarien von 60 Stunden bei einer Wassertemperatur von 18 °C, allerdings ließ die Aktivität nach 48 Stunden deutlich nach. Nach der Aufnahme mit dem Futter dringen die Zerkarien über die Darmwand in die Leber von Ährenfischen (Atherinidae) ein, enzystieren sich dort und entwickeln sich zur Metazerkarie. Die Zysten weisen dabei einen Durchmesser von 225-345 µm auf. In anderen Fischgattungen (*Gobio*, *Mugil*, *Syngnathus*) kommt es entweder im Darm zur Verdauung der Zerkarie oder sie degeneriert auf der Wanderung durch die Bauchhöhle (PREVOT & BARTOLI 1978). Die BI der Ährenfische ist abhängig von der Jahreszeit und der Größe der Fische. Im Sommer ist sie sehr gering, da die Zerkarien erst Mitte Juni beginnen, die Mollusken zu verlassen. Zum September hin weisen dagegen v.a. Jungfische einen starken Anstieg der Abundanz auf. Ältere Fische können noch Metazerkarien des letzten Jahres beherbergen, da diese ein Jahr im zweiten Zwischenwirt überleben können. Danach werden jedoch Degenerationen an den Larvenstadien beobachtet, so dass sich die Abundanz älterer Fische zwischen Mai und September nicht veränderte. Die adulten Stadien parasitieren ausschließlich in den Nieren verschiedener Familien der Möwenvögel und des Fischadlers (SKRYABIN 1947, TIMON-DAVID 1955, MATSKÁSI 1974, PREVOT & BARTOLI 1978, KENNEDY & TRELLE 1984, SONIN 1986, LAFUENTE et al. 1998). Auch im Silberreiher konnten SEPÚLVEDA et al. (1999) eine *Rencola* sp. nachweisen. Es handelte sich jedoch um ein einzelnes immatures Exemplar, so dass die Autoren davon ausgehen, dass der Silberreiher nicht zu den normalen Endwirten gehört. Das Verbreitungsgebiet von *R. lari* umfasst die Mittelmeerländer, die ehemalige DDR,

Osteuropa, große Teile der ehemaligen Sowjetunion und Kanada (SKRYABIN 1947, TIMON-DAVID 1955, PREVOT & BARTOLI 1978, KULACHKOVA & GROZDIKOVA 1982, KENNEDY & TRELLER 1984, SONIN 1986, LAFUENTE et al. 1998, SANMARTIN et al. 2005). Adulte Exemplare der Mittelmeermöwe weisen eine deutlich höhere Prävalenz (80 %) als Jungvögel (12 %) auf (TIMON-DAVID 1955).

2.2.2.6 Ordnung Echinostomata

Familie Echinostomatidae

Die Familie der Echinostomatidae umfasst zur Zeit mehr als 30 Gattungen und 200 Arten. Davon gelten 15 als Zoonoseerreger, wovon elf durch Fische übertragen werden (CHAI et al. 2005). Vertreter dieser Familie sind mehr oder weniger längliche Parasiten mit einem nierenförmigen Kopfkragen, der mit einer einfachen oder doppelten Stachelreihe ausgestattet ist. Die Zäka erreichen das Körperende. Das Azetabulum ist stets deutlich ausgebildet und befindet sich im ersten Körperdrittel. Die Hoden liegen hintereinander in der zweiten Körperhälfte kaudal des Ovars. Der Zirkusbeutel befindet sich gemeinsam mit dem Genitalporus und der Darmgabelung direkt vor dem Azetabulum. Die Dotterstöcke ziehen sich meist vom Hinterrand des Bauchsaugnapfs entlang der seitlichen Körperwände. Der Uterus windet sich zwischen den Darmästen und ist mit großen, ovoiden und ungefurchten Eiern gefüllt (YAMAGUTI 1958).

Paryphostomum radiatum (Dujardin, 1845)

Paryphostomum (*P.*) *radiatum* verfügt über einen Körper von lang gezogener ovaler Form mit einer Länge von 3,54-9,80 mm. Die maximale Breite von 0,74-1,44 mm wird etwa auf Höhe der Hoden erreicht. Im vorderen Körperteil ist die Kutikula mit zahlreichen winzigen Stacheln besetzt. Der Kopfkragen weist einen Durchmesser von 432-627 µm auf und ist mit 27 Stacheln versehen. Der Durchmesser des runden Mundaugnapfs variiert zwischen 125-252 µm. Der Pharynx ist muskulös, 132-220 µm lang, bei einer Breite von 100-176 µm. Er schließt sich an einen deutlichen Präpharynx an. Das Azetabulum erstreckt sich über 473-944 x 428-784 µm und erscheint becherförmig vertieft. Die Hoden erscheinen beide sehr groß und tief gelappt. Meist liegt der vordere Hoden etwa in der Körpermitte. Die Eier weisen eine Länge von 65-105 µm und eine Breite von 51-75 µm auf (SKRYABIN 1947, SONIN 1985, NAŠINCOVA et al. 1993 b, FREYER 2002, KONSTADINOVA 2002).

Als erster Zwischenwirt im Drei-Wirte-Zyklus (Anhang E.12) agieren Wasserschnecken der Gattungen *Lymnea*, *Gyraulus*, *Segmentina* und *Radix*, experimentell *Planorbis*, *Anisus* und *Bathymophalus*. In ihnen entwickelt sich in 32 Tagen die Zerkarie, um dann ihren Wirt zu verlassen (NAŠINCOVA et al. 1993 a). Als zweiter Zwischenwirt werden Karauschen und Barben aufgesucht, in denen die Metazerkarie in Muskulatur, Kiemen, Nasengrube und Unterhaut der Mund- und Augengegend Zysten bildet (REIMER 2001, NAŠINCOVA et al. 1993 a,

SONIN 1985). REIMER (2001) geht allerdings davon aus, dass weitaus mehr Arten als Zwischenwirt dienen, da die Zysten auf Grund ihrer Größe von maximal 155x125 µm wahrscheinlich oft übersehen werden. So infizierten NAŠINCOVA et al. (1993 a) Vertreter der Cyprinidae, Cobitidae, Percidae und Poecilidae. Vier Wochen nach der Infektion konnten die Metazerkarien in allen infizierten Fischen nachgewiesen werden. Vier Monate später jedoch gelang der Nachweis nur noch in Schleien, während er in Karpfen fehl schlug. Nach der Aufnahme infizierter Fische durch den Endwirt entwickeln sich im kaudalen Dünndarm die adulten Stadien von *P. radiatum* (NAŠINCOVA et al. 1993 a). Als Endwirte gelten weltweit Mitglieder der Familien der Lappentaucher, Kormorane, Reiher, Möwen und Seeschwalben, außerdem Hausgänse (SULGOSTOWSKA 1960 b, SONIN 1985, NAŠINCOVA et al. 1993 a). In Europa gilt *P. radiatum* als ein sehr weit verbreiteter Parasit. Ortsgebunden kann die Prävalenz bis zu 100 % erreichen (SUGOLSTOWSKA 1960 b, NAŠINCOVA et al. 1993 b, GARIPPA et al. 1996). In Deutschland erreichte die BI im Kormoran Maximalwerte bis zu 380 und einen Mittelwert von 17 bis 98 bei einer Prävalenz von 82,2 %. In Sachsen wurde eine BE von 80 % und eine mittlere BI von 36 Exemplaren beschrieben (FREYER 2002).

***Petasiger exaeretus* Dietz, 1909**

Der Körper von *Petasiger (P.) exaeretus* fällt durch seine Flaschenform auf und erreicht eine maximale Länge von 1,28-2,7 mm bei einer maximalen Körperbreite am Hinterende von 0,9-1,01 mm. Das erste Drittel des Köpers und der Bereich der Hoden sind mit kleinen kutikulären Stacheln versehen. Der Kopfkragen weist einen Durchmesser von 164-220 µm und 27 Stacheln auf. Die vier größten (55-113 µm) sind jeweils an den ventralen Winkeln des Kragens angebracht. Ihnen schließen sich fünf einreihig angeordnete laterale Stacheln und dann neun doppelreihig angeordnete dorsale Stacheln an, die kürzer sind. Der terminal gelegene Mundsaugnapf weist einen Durchmesser von 66 µm auf. Der Präpharynx ist sehr kurz, der Pharynx 66-132 µm und der Ösophagus 330-715 µm lang. Der Bauchsaugnapf befindet sich im mittleren Körperdrittel und misst 220 x 176 µm. Die Hoden sind rund bis queroval, glattrandig und liegen dicht hintereinander. Ihre Abmessungen betragen 220-250 x 308 µm. Das Ovar hat einen Durchmesser von 99-200 µm. Die Dotterstöcke sind in traubenförmigen Grüppchen angeordnet und verteilen sich über das gesamte Hinterteil ausgehend vom Vorderrand des Bauchsaugnapfes. Der Uterus enthält drei bis sieben 93-100 x 53-75 µm große Eier (SONIN 1985, FREYER 2002).

Als Endwirt (Anhang E.13) dienen *P. exaeretus* Mitglieder der Familien der Lappentaucher, Reiher und Kormorane, in deren distalem Dünndarm er lokalisiert ist. Sein Verbreitungsgebiet umfasst Europa, Asien, Afrika und Australien. Prävalenz (maximal 17 %) und BI sind gering (ein bis 14 Exemplare) (NAŠINCOVA et al. 1993, GARIPPA et al. 1996, FREYER 2002).

***Petasiger phalacrocoracis* Yamaguti, 1939**

Petasiger (P.) *phalacrocoracis* ist klein und schmal mit einer Körperlänge von 1,55-2,26 mm und einer maximalen Körperbreite von 0,22-0,33 mm. Der Kopfkragen (175-200 µm Durchmesser) ist mit 27 Stacheln bewehrt, wovon jeder ventrale Winkel vier größere Stacheln (45-60 µm Länge) trägt. 19 kleinere Stacheln (20-40 µm Länge) sind um den dorsalen Rand des Kragens als Doppelreihe und an den lateralen Rändern einreihig verteilt. Der Mundsaugnapf ist rund mit einem Durchmesser von 60-78 µm. Der Präpharynx erreicht eine Länge von 27-70 µm, der Pharynx Maße von 50-78 x 40-66 µm. Der Ösophagus zieht sich über 25-50 µm Länge. Der Bauchsaugnapf ist 165-230 x 165-210 µm groß. Die Hoden (133-300 x 150-125 µm) sind oval und glattrandig. Das Ovar hat einen Durchmesser von 80-120 µm. Ausgehend vom Bauchsaugnapf verteilen sich die Dotterstöcke über den gesamten hinteren Körper. Die Eier sind oval und besitzen eine Größe von 80-90 x 54-60 µm (SONIN 1985).

Sein Verbreitungsgebiet erstreckt sich über Europa und Asiens bis nach Australien. Als Endwirte (Anhang E.13) dienen Mitglieder der Familien der Kormorane und Pelikane, in deren proximalem Dünndarm *P. phalacrocoracis* lokalisiert ist (SONIN 1985). Die BE erreicht häufig, vor allem in jungen Kormoranen, bis zu 100 %. Die BI ist ebenso sehr hoch und beträgt meist einige hundert Exemplare (NAŠINCOVA et al. 1993 b, FREYER 2002, KANAREK et al. 2003). So errechneten KANAREK et al. (2003) für Polen eine mittlere BI von 323,8. FREYER (2002) gab dagegen für Deutschland nur 64 bis 88 Exemplare je Vogel als mittlere BI an.

Obwohl die Gattung *Petasiger* DIETZ, 1909 unter Fisch fressenden Vögeln häufig anzutreffen ist und die geographische Verbreitung sich über die gesamte paläarktische Region und Australien erstreckt, ist in der Literatur zum Lebenszyklus kaum etwas bekannt.

***Echinoasmus belocephalus* Linstow, 1873**

Echinoasmus (E.) *belocephalus* ist ein sehr kleiner, länglich oval geformter Parasit mit einer Körperlänge von 715-924 µm. Seine maximale Körperbreite von 253-330 µm wird auf Höhe der Hoden erreicht. Der Vorderkörper ist bis zum Azetabulum und manchmal bis zu den Hoden mit kleinen Stacheln bedeckt. Der Kopfkragen ist 176-209 µm breit und trägt 24 Stacheln, die ventral und lateral in zwei Reihen angeordnet sind. Die Stacheln der äußeren Reihe erreichen 34-38 µm Länge und alle übrigen 25-30 µm Länge. Der Mundsaugnapf weist einen Durchmesser von 47-51 µm auf und ist terminal gelegen. Der Präpharynx ist 33-38 µm lang und geht in den 51-56 µm langen Pharynx über. Dem schließt sich der Ösophagus mit 132-198 µm Länge an. Etwa in der Körpermitte befindet sich der runde Bauchsaugnapf mit einem Durchmesser von 132-154 µm. Direkt davor befinden sich die Darmgabelung und der ovale Zirkusbeutel. Die eiförmigen Hoden liegen dicht hintereinander. Der hintere ist mit 55-77 x 43-88 µm etwas größer als der vordere (43-88 x 34-47 µm). Das Ovar befindet sich zwischen erstem Hoden und Azetabulum und erreicht 38-43 x 47 µm. Die Dotterstöcke ziehen sich vom Hinterrand des Bauchsaugnapfes bis zum Hinterrand des letzten Hodens. Der Uterus ist mit wenigen Eiern gefüllt, die die Maße 73-81 x 34-43 µm erreichen (SKRJABIN 1947).

Die Gattung *Echinoasmus* umfasst 40 Arten, von denen vier Arten als Zoonoseerreger bekannt sind (CHAI et al. 2005). Die Entwicklung (Anhang E.14) von *E. belocephalus* verläuft über zwei Zwischenwirte, wobei in Süßwasserschnecken die ungeschlechtliche Vermehrung stattfindet. Die so gebildeten Zerkarien befallen Cypriniden und Kaulquappen von Anuren, die als zweite Zwischenwirt die enzystierte Metazerkarie in den Kiemen beherbergen. Potentielle Endwirte sind verschiedene Reiher, Lappen- und Seetaucher, aber auch das Haushuhn und Taggreifvögel, in deren Dünndarm die Entwicklung mit dem Adultstadium abgeschlossen wird. Sein Verbreitungsgebiet umfasst sowohl das paläarktische Europa und Asien, als auch Teile Afrikas (SONIN 1985). In Graureihern Polens betrug die Prävalenz 4,2 % bis 23,5 % mit einer BI von maximal 450 Exemplaren (BEZUBIK 1956, SULGOSTOWSKA 1960 b)

2.2.2.7 Ordnung Clinostomida

Familie Clinostomidae

Clinostomum complanatum Rudolphi, 1814

Clinostomum (*C.*) *complanatum* ist ein zungenförmiger Trematode mit einer Länge von 3,21-8,0 mm bei einer maximalen Breite von 1,05-3,6 mm. Ab dem Azetabulum nimmt die Körperbreite sprunghaft zu. Der Mundsaugnapf liegt subterminal, etwas schräg und misst 0,24-0,40 x 0,34-0,46 mm. Da sich der Pharynx nur undeutlich darstellt, scheint die Bifurkation des Darmes unmittelbar hinter dem Mundsaugnapf zu liegen. Der Bauchsaugnapf ist 0,45-0,83 mm lang und 0,61-0,80 mm breit. Vom Bauchsaugnapf bis zum hinteren Körperende ziehen sich die follikulären Dotterstöcke. Das Ovar liegt seitlich zwischen den Hoden, einen Darmast berührend. Der Uterus beginnt ebenfalls zwischen den Hoden, verläuft nach kranial bis zum Azetabulum und ist mit zahlreichen Eiern gefüllt, die mit einer Polkappe ausgestattet sind. Die Eier haben die Maße 62-140 x 20-72 µm (SKRJABIN 1947, UKOLI 1966 b, KAGEI et al. 1988, CHUNG et al. 1995). UKOLI (1966 a, b) vermutet nach Untersuchungen an *C. tilapiae* eine orale Eiausscheidung durch den Endwirt, denn gravide Exemplare besiedeln vorwiegend die Schleimhaut des Schnabels und geben bei Wasserkontakt ihre Eier ab .

C. complanatum ist weltweit verbreitet (DIAS et al. 2003). Die Entwicklung verläuft über drei Wirte (Anhang E.15). Als ersten Zwischenwirt sind aquatile Schnecken der Gattungen *Radix*, *Biomphalaria* und *Helisoma* (HUNTER & HUNTER 1935, LO et al. 1981, CHUNG et al. 1998, DIAS 2002) beschrieben. Als zweiter Zwischenwirt dienen verschiedene Süßwasserfische, darunter zahlreiche Mitglieder der Cypriniden und Perciden (SKRJABIN 1947, AOHAGI et al. 1992, CHUNG et al. 1995, RIM et al. 1996, DIAS 2002). Vor allem in Haut, Muskulatur, Leber und Ovar bilden die Metazerkarien große Zysten (2,5 mm; 2,02 x 1,54 mm), die als „yellow grubs“ bezeichnet werden. Am häufigsten befinden sie sich in der vorderen Körperregion vom Mund bis zu den Kiemen. Histopathologische Untersuchungen zeigten Entzündungszellinfiltrationen und milde Blutungen in einigen Muskelfasern sowie hyaline Degeneration als Zeichen einer Myositis. Auch in Leber und Niere konnten Degeneration und

Zellinfiltration beobachtet werden. Im Fisch kann die Metazerkarie bis zu vier Jahre überleben (MALEK & MOBEDI 2001, DIAS 2002, MARTIN 2004). Jüngere Fische weisen dabei eine höhere Prävalenz auf als ältere (MALEK & MOBEDI 2001). In einigen Fischen, z.B. im Ostasiatischen Schlammpeitzger (*Misgurnus anduillcaudatus*), konnten viele Metazerkarien nachgewiesen werden, ohne dass sich die typischen gelben Zysten zeigten. In diesem Fall waren die Gewebszerstörungen so tiefgreifend, dass sie den Tod des Wirtes nach sich zogen (MALEK & MOBEDI 2001).

Neben Reiherarten (YAMAGUTI 1958, AOHAGI 1992, DIAS 2002), Kormoranen und anderen Vögeln, kann auch der Mensch als Endwirt dienen, wenn er infizierten, ungenügend erhitzten Fisch verzehrt (YAMASHITA 1938, HIRAI et al. 1987, UMEGEI et al. 1990, YOSHIMURA et al. 1991, CHUNG et al. 1995, KIFUNE et al. 2000). *C. complanatum* heftet sich an der Schleimhaut in Mundhöhle und Speiseröhre an. Die Prävalenz kann in Reihervögeln zwischen 40 % und bis zu 100 % betragen. Dabei erreichte die BI bis zu 140 Exemplaren und betrug im Median sechs (AOHAGI et al. 1992), im Mittel 3,0 bis 38,3 (DIAS 2002). Der letztgenannte Autor betonte, dass der Silberreiher eine geringe Bedeutung für den Lebenszyklus von *C. complanatum* hätte. In der Olivenscharbe Brasiliens betrug die BE 58,3 % bei einer mittleren BI von 19,6 und einem Maximum von 48 (DIAS 2002).

2.2.2.8 Schistosomatida

Familie Bilharziellidae

Bilharziella polonica Kowalewski, 1895

Die Kutikula des gesamten Körpers und der Saugnäpfe von *Bilharziella (B.) polonica* ist mit Stacheln bedeckt. Den ersten Teil der Speiseröhre umgeben Speiseröhrendrüsen. In diesem Bereich ist die Wand verdickt und bildet einen Sphinkter. Vor dem Azetabulum befindet sich die Darmgabelung. Die Darmäste vereinigen sich jedoch schon in der Körpermitte, manchmal auch direkt hinter dem Bauchsaugnapf wieder zu einem Stamm. Dieser verläuft im weiblichen Parasiten stark und im männlichen leicht geschlängelt nach kaudal (SONIN 1985). Das Männchen erreicht Körpermaße von 3,2-4,0 x 0,53-0,55 mm. Der Mundsaugnapf misst 100-120 x 140 µm, der Bauchsaugnapf 136-170 µm im Durchmesser. Der Zirkusbeutel befindet sich genau in der Mitte zwischen Bauchsaugnapf und Wiedervereinigung der Darmäste. In diesem Bereich sind auch drei bis neun Hoden angeordnet. Die meisten der 60 bis 110 Hoden sind jedoch auf den Hinterkörper verteilt. Das Weibchen erreicht eine maximale Körperlänge von 2,00-2,78 mm und ist mit einer maximalen Körperbreite von 0,15-0,25 mm deutlich schmäler als das Männchen. Der Mundsaugnapf weist einen Durchmesser von 50-70 µm auf, der Bauchsaugnapf von 68 µm. Das Ovar (180 µm Länge) liegt zwischen Azetabulum und der Wiedervereinigung des Darmes. Von ihm ausgehend verläuft ein *Oviduct* zum Uterus, der nur ein einziges Ei enthält. Das Ei ist 385-400 x 40-100 µm groß. Die Follikel des Eierstockes verteilen sich zwischen den Bögen des unpaarigen Darmes (SONIN 1985).

Der Lebenszyklus (Anhang E.16) von *B. polonica* verläuft über einen Zwei-Wirt-Zyklus. Mollusken bilden den Zwischenwirt, wobei *Planorbis corneus* bevorzugt zu werden scheint, während *P. planorbis* und *Bathymphalus contortus* weniger üblich sind (SONIN 1985). *Lymnea* spp. sind ebenfalls empfänglich für das Mirazidium von *B. polonica* (SKRJABIN 1951). KHALIFA (1972) interpretierte die Angaben von PORTER (1938) als mögliche Hinweise dafür, dass auch *Physiopsis africana* in Südafrika als Zwischenwirt in Frage kommt. Im Darmtrakt entwickeln sich die Zerkarien durch Parthenogenese (SKRJABIN 1951). Vom späten Nachmittag an bis Mitternacht verlassen diese ihren Zwischenwirt, um sich mit dem Bauchsaugnapf an die Wasseroberfläche zu fixieren. Dabei reagieren sie auf Licht, dem sie mit dem Schwanz voran langsam entgegen schwimmen. Nach einigen Stunden bindet sie ein gelatineartiges Material in Gruppen angeordnet fest an der Wasseroberfläche, so dass sie nicht mehr auf sich wechselnde Lichtverhältnisse reagieren können. Innerhalb von 48 Stunden muss ein geeigneter Entwirt gefunden werden (KHALIFA 1972, SONIN 1985). Infektiöse Metazerkarien gelangen perkutan oder mit dem Trinkwasser in den Endwirt und entwickeln sich in der Lunge zu den präadulten Stadien, die nach etwa zwei Monaten voll ausgereift in den Venen der Mesenterien anzutreffen sind. Immature adulte Parasiten zeigen sich zwei bis vier Wochen nach einer künstlichen Infektion in der Pfortader und den Gefäßen von Mesenterium und Darm von Entenküken. Weiterhin ist *B. polonica* in Blutgefäßen von Niere, Leber, Gallenblase, Milz und Herz anzutreffen. Die männlichen Tiere bevorzugen zumeist die größeren Gefäße des Magendarmkanals sowie die Pfortader, während die Weibchen in den kleineren Darm- und Nierengefäßen lokalisiert sind (KHALIFA 1972).

Als Endwirt gelten Vögel aus sieben Ordnungen und acht Familien, darunter auch Enten- und Reiervögel (OHDNER 1913, SUGOLSTOWSKA 1960 a, 1986, SONIN 1985, KHALIFA 1972). Als Fehlwirt sind Säugetiere bekannt. Nach SULGOSTOWSKA (1963 a) betrug die Prävalenz in Westpolen bei Graureihern 29,4 %. Die BI überschritt nie zwei Exemplare. Der Parasit ist über Europa und Asien bis nach Südafrika und Nordamerika verbreitet (SULGOSTOWSKA 1963 a, KHALIFA 1972, SONIN 1985).

2.2.3 Nematoden

2.2.3.1 Ordnung Spirurida

Die Mitglieder der Ordnung Spirurida können Fisch fressende Vögel als Wirt nutzen. Bei allen Arten spielen Arthropoden als Zwischenwirte eine Rolle. Fische können als Sammel- und Transportwirte dienen. Der Ösophagus gliedert sich typischerweise in einen vorderen muskulösen und einen hinteren drüsenhaltigen Teil. Der ausgeprägte Pharynx (Vestibulum) wird teilweise bereits zum Ösophagus gerechnet. Ein weiteres Merkmal sind die zwei unterschiedlich großen Spikula (RYŠAVY & BARUŠ 1965).

Familie Acuariidae

Diese Familie zeichnet sich durch zwei deutliche Pseudolabien am Kopfe aus. Von ihnen ziehen vier Reihen bandartige Strukturbildungen der Kutikula bis weit hinter die Kopfregion (RYŠAVY & BARUŠ 1965). Anhang E.17 listet die Lebenszyklen relevanter Arten auf.

Cosmocephalus obvelatus (Creplin, 1825)

Cosmocephalus (C.) *obvelatus* weist zwei deutliche Lippen und je zwei Papillen an den Lippenbasen auf, von denen ausgehend sich vier Bänder nach kaudal ziehen. Nach kaudal gerichtet bilden die Bänder eine Schlaufe und verbinden sich im Gegensatz zu *Syncuaria squamata* kurz hinter dem Kopfe jeweils paarweise. An ihrer Innenseite erscheinen sie ausgebuchtet. Die Halspapille ist einfach und befindet sich kranial des Ösophagus. Der Pharynx ist sehr lang.

Die Gesamtlänge des Männchens beträgt 4,6-14,3 mm und die maximale Breite 153-350 µm. Die Bänder sind 240-520 µm lang. Der Pharynx erreicht 290-510 µm, der muskuläre Anteil des Ösophagus 200-1300 µm und der glanduläre Anteil 2,2-4,3 mm. Die Zervikalpapille liegt 350-600 µm vom Kopfe entfernt. Das Schwanzende ist 240-320 µm lang und mit vier präanal und fünf bis sieben postanal Papillenpaaren ausgestattet. Ein weiteres, gestieltes Papillenpaar sitzt an der Schwanzspitze. Das kürzere Spikulum (120-220 µm) erscheint sehr massiv. Das längere ist schmaler und 420-700 µm lang (BARUŠ et al. 1978, AZUMA et al. 1988, LAFUENTE et al. 1999). Die Körperlänge des Weibchens beträgt 7,75-22,8 mm und die maximale Breite 200-500 µm. Die Bänder sind 307-800 µm lang, das Vestibulum 480-760 µm, der muskuläre Anteil des Ösophagus bis zu 1,56 mm und der glanduläre Anteil bis zu 5,24 mm lang. Die Vulva befindet sich etwa in der Körpermitte. Auf der Schwanzspitze sitzen eine knopfartige Verdickung und ein kleines Papillenpaar. Der Uterus ist mit dickschaligen Eiern (34-45 x 18-25 µm) gefüllt. Diese enthalten die voll ausgereifte L I (BARUŠ et al. 1978, WONG & ANDERSON 1982 b, AZUMA et al. 1988).

Lebenszyklus (Anhang E.17): Den Zwischenwirt von *C. obvelatus* bilden Amphipoda. In ihnen entwickelt sich bei einer Wassertemperatur von 20° C innerhalb von 31 Tagen die infektiöse L III. Die Entwicklung ist von der Temperatur abhängig. Der L III können Fische als paratenischer Wirt dienen. Sie bilden wohl die Hauptinfektionsquelle für fressende Vögel. *C. obvelatus* ist weltweit verbreitet. Das Spektrum der Endwirte umfasst Vogelarten aus acht verschiedenen Ordnungen und 14 Familien, darunter verschiedene Reiher, Möwen und Seeschwalben (BARUŠ et al. 1978, WONG & ANDERSON 1982 b, AZUMA et al. 1988, LAFUENTE et al. 1999, ROCA et al. 1999, SEPÚLVEDA et al. 1999, DIAZ et al. 2001, MATSUMOTO & ASKAWA 2001, SANMARTIN et al. 2005). Bei ihnen konnte *C. obvelatus* in Augenhöhle, Speiseröhre, Magen und vorderen Darmabschnitten nachgewiesen werden (THRELLFALL 1967, BARUŠ et al. 1978). Die BI betrug in Lachmöwen aus Jugoslawien acht bis 18 Nematoden dieser Art je Vogel, bei einer Prävalenz von 0,8 % (BRGLEZ 1989). Die Prävalenz in der Weißkopfmöwe in Spanien betrug 47,8 % (SANMARTIN et al. 2005), die der Korallenmöwe in Spanien 82,78 % bei einer mittleren BI von 5,08 Exemplaren (LAFUENTE et al. 1999, ROCA et al. 1999) und die der

Silbermöwe in Nordwales 0,28 bis 5,22 % mit einer BI von einem bis drei Nematoden (THRELFALL 1967). Am Eriesee in den USA erreichte die Prävalenz 60 % bei einer mittleren BI von 5,2 und einem Befallsmaximum von 35 Exemplaren (OWEN et al. 1976).

***Paracuaria tridentata* LINSTOW, 1877**

Das Kopfende von *Paracuaria* (*P.*) *tridentata* ist mit zwei sehr großen Pseudolabien und zwei kleinen Lippen ausgestattet. An der Verbindungsstelle von Lippen und Pseudolabien bildet sich eine membranöse Spitze, die vier sehr kurzen, sofort nach kranial umschlagenden Bändern ähnelt. Die dreizackige Zervikalpapille befindet sich kurz hinter dem Nervenring.

Das Männchen ist 5,9 bis 12,0 mm lang bei einer Körperbreite von 100-125 µm. Das Vestibulum ist 90-180 µm lang. Ihm schließt sich die zweiteilige Speiseröhre an, deren muskulöser Teil 0,5 bis 1,0 mm und glandulärer Anteil 1,25-1,8 mm lang ist. Der Nervenring befindet sich 140-185 µm vom vorderen Ende entfernt. Die Zervikalpapille schließt sich mit 180-240 µm direkt dahinter an. Das Schwanzende ist 190 µm lang und mit gut entwickelten Kaudalflügeln und zehn bis elf Papillenpaaren (vier prä- und sechs oder sieben postkloakal gelegen) ausgestattet. Ein einzelnes gestieltes medianes Papillenpaar sitzt außerdem direkt vor der Kloake. Das kürzere Spikulum weist eine Länge von 80-130 µm auf, während das längere 300-470 µm erreichen kann. Das Weibchen erreicht eine Gesamtkörperlänge von 7-25 mm bei einer maximalen Körperbreite von 80-230 µm. Das Vestibulum ist 110-180 µm, der muskuläre Anteil der Speiseröhre 0,62-1,14 mm und der glanduläre Anteil 1,30-2,84 mm lang. Die auffällig hervorspringende Vulva befindet sich 4,93-11,30 mm von kranial. Der Schwanz ist 110-195 µm lang. Die Eier haben die Maße 30-40 x 10-20 µm (BARUŠ et al. 1978, LAFUENTE et al. 1999).

P. tridentata kommt in Speiseröhre, Magenschleimhaut und Darm vor und ist bei zahlreichen Vertretern der Möwen und Seeschwalben, See- und Lappentaucher, Sturmvögel, Kormorane, Reiher, Alkenvögel (BARUŠ et al. 1978, LAFUENTE et al. 1999), Pelikane (COURTNEY & FORRESTER 1974), Entenartigen (BISHOP & THRELFALL 1974) und Regenpfeiferartigen (HOWIE et al. 1968) beschrieben (Anhang E.18). Als Zwischenwirt nannte SHMYTOVA (1967) Käfer der Art *Pimelia subglobosa* und *Tentiria taurica* und MARCOGLIESE (1993) Flohkrebse der Art *Amphiporeia virginiana*. Die BE in der Korallenmöwe der spanischen Insel Chafarinas betrug 94,9 %, während sie bei anderen Möwenarten zwischen 0,7 % und 23,0 % lag (LAFUENTE et al. 1999, ROCA et al. 1999). Das Verbreitungsgebiet erstreckt sich innerhalb der Paläarktik über Europa und Asien und außerhalb der Paläarktik von Kuba über die USA bis nach Neufundland und Kanada (BISHOP & THRELFALL 1974, COURTNEY & FORRESTER 1974, BARUŠ et al. 1978, MATSUMOTO & ASKAWA 2001).

***Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) Wong, Anderson & Bartlett, 1986**

Sowohl Männchen als auch Weibchen von *Syncuaria* (*S.*) *squamata* besitzen zwei deutliche Lippen, von denen aus vier, kaudal breiter werdende, kutikuläre Platten bandartig bis weit hinter die Kopfregion ziehen (Abbildung 54). Das hintere Ende der Bänder wendet sich wieder

in Richtung Kopfreion, wobei sich jeweils zwei Bänder zu Paaren verbinden. Unmittelbar hinter dieser Verbindungsstelle befindet sich die Zervikalpapille, welche die Form eines Dreizacks aufweist (Abbildung 55).

Die Gesamtlänge des Männchens beträgt 5,6-13,0 mm und seine maximale Breite 205-350 µm. An der Kloake ist dieser Parasit 120-1150 µm breit. Die Bänder sind 0,65-1,33 mm lang und 27-40 µm breit. Die Halspapille hat die Maße 23-60 x 20-60 µm. Der muskulöse Anteil des Ösophagus hat eine Länge von 170-840 µm. Das Schwanzende ist bis zu 120 µm lang und mit Kaudalflügeln ausgestattet, die sich zur Schwanzspitze hin verjüngen. Die Ventralfläche des Schwanzes ist typischerweise fein granuliert. Vor und hinter der Kloake befinden sich jeweils vier Papillenpaare. Ein weiteres, gestieltes Papillenpaar sitzt unmittelbar an der Schwanzspitze. Das große Spikulum ist langgezogen und 730-1490 µm lang, das kleinere dagegen schaufelförmig und 95-200 µm lang.

Die Länge des Weibchens beträgt 12,0-34,1 mm, die maximale Breite 200-900 µm. Der muskuläre Anteil der Speiseröhre ist 0,6-1,0 mm und der glanduläre Anteil bis zu 3 mm lang. Die Bänder sind 0,6-1,56 mm lang und bis zu 70 µm breit. Die Zervikalpapillen sind 60-85 x 55-70 µm groß. Das Schwanzende ist abgerundet und bis zu 30 µm lang. Die Vulva befindet sich 250-286 µm vor der Schwanzspitze. Die Eier sind oval, dickwandig und 15-39 x 23-58 µm und haben eine golfballartige Oberfläche (BARUŠ et al. 1978, MORAVEC 1990, MONTEIRO et al. 2006).

Die Entwicklung (Anhang E.19) von *S. squamata* bezieht Ostracoda (Kleinkrebse) als Zwischenwirte ein. Diese nehmen die Eier, die schon das erste voll entwickelte Larvenstadium (L I) enthalten, mit der Nahrung auf. Im Kleinkrebs schlüpfen die Larven und entwickeln sich bei Temperaturen zwischen 19 und 22 °C in 18 Tagen zur L III, die sowohl für Fische als auch für verschiedene Kormoran- und Greifvogelarten infektiös ist. Fische dienen den Nematodenlarven als Transport- und Sammelwirte. In ihnen überleben die Larven mindestens einen Monat (WONG & ANDERSON 1987, MORAVEC & SCHOLZ 1994). MORAVEC & SCHOLZ (1994) bezeichneten infizierte Fische als Hauptinfektionsquelle der Vögel. Im Endwirt ist *S. squamata* im Magen lokalisiert (BARUŠ et al. 1978), wobei überwiegend junge Vögel betroffen sind. Als mögliche Ursachen wurden die direkte Übertragung am Nistplatz während der Fütterung, der wachstumsbedingt größere Futterbedarf und die noch unausgereifte Immunkompetenz angegeben (WONG & ANDERSON 1987, MORAVEC 1990, KANAREK & ROLBIECKI 2006). Im Kormoran schwankte die Verbreitung von *S. squamata* lokal sehr stark. So waren z.B. in Tschechien 30 %, in Italien 21 % und in Polen 63,8 % der Kormorane infiziert. Die BI variierte im Mittel zwischen 2,3 und 36,2 und erreichte bis zu 120 Exemplaren (MORAVEC 1990, DEZFULI et al. 2002, KANAREK & ROLBIECKI 2006).

Familie Desmidocercidae

Diese Familie zeichnet sich durch zwei kleine Lippen und vier bis acht Papillen am Kopfende aus. Für Fisch fressende Vögel sind zwei Gattungen beschrieben, wovon wiederum Mitglieder

der Gattung *Desmidocercella* als Parasiten für Graureiher, Kormoran Silberreiher und Silbermöwe nachgewiesen werden konnten. Die Lebenszyklen der relevanten Arten sind im Anhang E.20 dargestellt.

***Desmidocercella numidica* (Seurat, 1920)**

Das Männchen von *Desmidocercella* (*D.*) *numidica* ist 2,78-5,3 mm lang, am Ende der Speiseröhre 39-108 µm und an der Kloake 100 µm breit. Das Weibchen ist 3,2- 8,3 mm lang und maximal 130-310 µm breit. Das Vestibulum misst 20-26 µm, der muskuläre Anteil der Speiseröhre 90-220 µm und der glanduläre Teil 378-580 µm in der Länge. Der Nervenring liegt 90-130 µm und die Exkretionspore 180 µm vom kranialen Ende entfernt. Das Schwanzende ist 69-78 µm lang. Das längere Spikulum ist 225-480 µm und das kürzere 110-155 µm lang. Vor der Kloake des Männchens befinden sich vier unsymmetrisch angeordnete und hinter der Kloake vier symmetrisch angeordnete Papillen. Das Weibchen zeichnet sich durch seine am vorderen Ende befindliche Vulva aus (540-770 µm vom Kopfe). Die Eier sind 45-56 µm lang und 24-30 µm breit, glatt und dünnchalig und an einem Pol mit einer kleinen Protuberanz versehen. Allerdings wurden nur selten gravide Weibchen beschrieben (ANDERSON 1959, BARUŠ et al. 1978).

Obwohl DUBININ (1949) nach einer experimentellen Infektion mit Larven adulte Stadien des Parasiten in Reiher nachwies, sind im Wasser lebende Wirbellose als Zwischenwirte nicht auszuschließen (SKRJABIN et al. 1967). Im Zyklus kann jedoch auch ein Fisch als paratenischer Wirt eingeschaltet sein. In diesem wandern die Larven in den Glaskörper der Augen ein und werden so von Fisch fressenden Vögeln aufgenommen (DOGIEL & BYKHOVSKY 1939, DUBININ 1948). Als Endwirte (Anhang E.20) wurden neben dem Kormoran verschiedene Reiher- und Möwenarten beschrieben (BARUŠ et al. 1978, SINGH 1948, ANDERSON 1959, SEPÚLVEDA et al. 1999, NAVARRO et al. 2005). Von 24 Graureihern, die an polnischen Gewässern erlegt wurden, beherbergte einer (BE 4,2 %) zwei *D. numidica* (BEZUBIK 1956). In spanischen Graureihern belief sich die BE auf 36 %. Dabei wurde eine mittlere BI von 5,33 und ein Befallsmaximum mit 22 Exemplaren erreicht (NAVARRO et al. 2005). Neben der Lunge parasitiert *D. numidica* auch die Trachea, die Luftsäcke, die Nieren und die Gallenblase (ANDERSON 1959). SEPÚLVEDA et al. (1999) wiesen *D. numidica* auch im Verdauungstrakt, vornehmlich im Dünndarm, in der Bauchhöhle und der Leber nach, konnten jedoch eine präparationsbedingte Verschleppung der Nematoden nicht ausschließen.

***Desmidocercella incognita* Solonistin, 1932**

Desmidocercella (*D.*) *incognita* ist ein kleiner, weißer Nematode mit quergestreifter Kutikula, der an seinem Kopfe acht Halspapillen aufweist. FREYER (2002) gibt die Länge mit 3,5-5,6 mm und die maximale Breite mit 0,20-0,31 mm an. Die Gesamtlänge des Männchens beträgt 3,56-4,42 mm, die maximale Breite 220 µm (BARUŠ et al. 1978). Das Vestibulum hat eine Länge von 20-30 µm, der Ösophagus 430-460 µm (BARUŠ et al. 1978), wobei der muskuläre Teil etwa 175 µm und der glanduläre Teil 294-303 µm lang ist (MORAVEC et al. 1988). Der Nervenring befindet sich 135-141 µm und die Exkretionspore 204-207 µm vom

Kopfende entfernt (MORAVEC et al. 1988). Der abgerundete Schwanz ist 60 bis 75 µm lang und mit sieben Kloakalpapillen versehen, davon liegen drei vor und vier hinter der Kloake. Im Unterschied zu *D. numidica* ist das Hinterende der Männchen an seiner ventralen Fläche etwa ab der Hälfte des langen Spikulums bis zur Kloake mit kleinen Stacheln versehen. Die Spikula sind 444-582 µm und 210-285 µm lang (BARUŠ et al. 1978, MORAVEC et al. 1988). Das Weibchen ist 4,0-5,17 mm lang und 231-270 µm breit (BARUŠ et al. 1978, MORAVEC et al. 1988). Das Vestibulum ist 20-30 µm lang und der Ösophagus hat eine Gesamtlänge von 480 µm (BARUŠ et al. 1978). Die Länge des muskulären Teils beträgt dabei 171-186 µm und die des glandulären 327-360 µm (MORAVEC et al. 1988). Die Exkretionspore liegt 180 bis 210 µm vom Vorderende entfernt. Die Vulva befindet sich eher im hinteren Teil des Weibchens, ca. 1,2 bis 2,8 mm vom Hinterende entfernt (BARUŠ et al. 1978, MORAVEC et al. 1988). Der glatte Schwanz ist 63 µm (MORAVEC et al. 1988) bis 270 µm (BARUŠ et al. 1978) lang. Die Eier sind 40-60 x 30-33 µm (BARUŠ et al. 1978, MORAVEC et al. 1988) bzw. 40 x 40 µm groß (FREYER 2002).

D. incognita wurde in Kormoranen, Teichrohrdommel und Silbermöwe beschrieben (Anhang E.20). Dabei konnten die meisten Brust- und Bauchhöhlenorgane als Lokalisation nachgewiesen werden. Obwohl dieser Parasit weit in Europa und der paläarktischen Region Asiens verbreitet ist (SKRYABIN et al. 1967, BARUŠ et al. 1978, FREYER 2002), gibt es keine Angaben zu seinem Lebenszyklus. In Deutschland konnte ihn FREYER (2002) in 63,6 % der Kormorane mit einer maximalen BI von 76 Exemplaren nachweisen. In Sachsen betrug die Prävalenz 60 % und die mittlere BI 15 Individuen. Auch in einem von zwei Kormoranen Südböhmens konnten 19 *D. incognita* nachgewiesen werden (MORAVEC et al. 1988).

Familie Dracunculidae

Die Familie der Dracunculidae gliedert sich in drei Unterfamilien, wovon die Avioserpentinae Wehr & Chitwood, 1934 bei Vögeln beschrieben wurden. Zu dieser Unterfamilie wird nur die Gattung *Avioserpens* Wehr & Chitwood, 1934 gerechnet. Mitglieder dieser Familie weisen einen langen und schmalen Körperbau auf, wobei die Weibchen bedeutend länger sind als die Männchen. Der Kopf ist abgerundet und ohne Lippen und Pseudolabien. Der Ösophagus ist in einen vorderen muskulären und einen hinteren glandulären Anteil gegliedert. Anus und Vulva sind zurückgebildet. Rundwürmer dieser Familie sind vivipar.

***Avioserpens galliardi* Chabaud & Campana, 1949**

Der Körper ist sehr schlank und verjüngt sich zu beiden Enden hin. Er wird von einer zarten, quergestreiften Kutikula bedeckt. Das Kopfende wird durch eine kleine, runde, leicht vorspringende Mundöffnung und vierzehn Kopfpapillen, die in zwei Reihen angeordnet sind, charakterisiert. Das Männchen erreicht eine Gesamtlänge von 5,35-12,12 mm bei einer maximalen Breite von 140-190 µm. Der muskuläre Anteil des Ösophagus misst 100-125 µm, der glanduläre Anteil 3,32-3,68 mm. Die Spikula sind 380-450 µm lang und das Gubernakulum

110-115 µm. Das Schwanzende beider Geschlechter ist schmal und 680-750 µm lang und weist an der Spitze einen kleinen Fortsatz auf. Das Weibchen wird 105-210 mm lang und maximal 600-800 µm breit. Der muskulöse Anteil des Ösophagus hat eine Länge von 170-350 µm. Die Vulva liegt etwa in der Mitte der Körperlänge und atrophiert bei adulten Weibchen. Der Uterus ist mit Larven gefüllt und nimmt fast den gesamten Körper ein.

CHABAUD & CAMPANA (1949) infizierten mit den Larven Kleinkrebse der Gattung *Cyclops*, in denen sich infektiösfähige Larven entwickelten. Als Endwirte dienen Mitglieder der Reiherartigen, Mittelsäger und Sternentaucher (Anhang E.21) (BARUŠ et al. 1978). Der Wurm ist normalerweise in der Unterhaut lokalisiert, kommt aber auch im Ösophagus seines Wirtes vor (BARUŠ et al. 1978).

2.2.3.2 Rhabditata

Familie Syngamidae

Nematoden dieser Familie treten im Respirationstrakt von Vögeln und Säugetieren auf und zeichnen sich durch ihre gut entwickelte Mundkapsel aus, die eine dicke Wand mit sechs Papillen und bei einigen Arten einen kutikulären Saum aufweist. Am Grund der Mundkapsel befinden sich radiär angeordnete Zähne. Die Männchen sind deutlich kleiner als die Weibchen und können mit diesen in Dauerkopulation verbunden sein. Dazu dient die gut entwickelte *Bursa copulatrix* am Schwanzende des Männchens. Das Schwanzende der Weibchen läuft konisch zu. Die Vulva befindet sich im kranialen oder mittleren Körperdrittel. Die Uterusstränge verlaufen parallel (BARUŠ et al. 1978).

Cyathostoma microspiculum (Skrjabin, 1915)

Am Grund der Mundkapsel von *Cyathostoma* (*C.*) *microspiculum* befinden sich sechs Zähne. Die Gesamtlänge des Männchens beträgt 5,91 mm bei einer maximalen Breite von 430 µm. Die Mundkapsel hat einen inneren Durchmesser von 142 µm, ist 160 µm tief und geht in den 693 µm langen Ösophagus über. Die Länge der Strahlen der *Bursa copulatrix* nimmt von innen nach außen ab, wobei der mediane Strahl über die *Bursa* hinausreicht und in einem Dorn endet. Die Spikula erreichen eine Länge von 150 µm und sind nur schwach chitinisiert. Das Weibchen ist durchschnittlich 13,73 mm lang und im Bereich der Mundkapsel 520 µm und im Bereich des Anus 317 µm breit. Der innere Durchmesser der Mundkapsel beträgt 327 µm. Der Ösophagus ist 927 µm lang und 289 µm breit. Die Vulva befindet sich 3,80 mm und der Anus 215 µm vom Schwanzende entfernt. Die Eier sind 70-75 x 46 µm groß und weisen am Pol ein Operkulum auf (BARUŠ et al. 1978).

Das Wirtsspektrum umfasst die Gattung *Phalacrocorax* und den Rosa Pelikan, wo *C. microspiculum* in der Trachea lokalisiert ist. Das Verbreitungsgebiet erstreckt sich von Osteuropa bis Asien.

2.2.3.3 Ordnung Ascaridoidea

Familie Anisakidae

Bei Fisch fressenden Vögeln sind die zwei Gattungen *Porrocaecum* und *Contracaecum* beschrieben, wobei mehr als 50 Arten in Fisch verzehrenden Vögeln der Paläarkt auf letztere Gattung entfallen (BARUŠ et al. 1978, BARUŠ et al. 2000).

***Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964**

SHAMSI et al. (2005) vermuten nach Untersuchungen mit Hilfe der PCR, dass es sich bei *Contracaecum* (*C.*) *rudolphii* um einen Artenkomplex handelt. *C. rudolphii* zeichnet sich durch seine je drei Lippen und Interlabien aus, wobei die Interlabien etwa vier Fünftel der Labien lang sind und deutlich zweigeteilte abgerundete Spitzen aufweisen. An den Ösophagus schließt sich ein kurzer *Ventriculus* an, von dem ausgehend sich ein *Appendix* nach kaudal erstreckt, welcher eine Länge von 0,58-1,58 mm erreicht. Das intestinale Zäkum zieht parallel zum Ösophagus nach kranial und wird 1,28-4,12 mm lang. Die Speiseröhre hat eine Länge von 1,62-5,48 mm. Das hintere Ende beider Geschlechter läuft konisch zu und ist an der Spitze abgerundet.

Die Männchen erreichen eine Länge von 12,10-40,00 mm und eine Breite von 240-950 µm. Das Schwanzende weist neben zwei parallel verlaufenden Reihen präkloakaler Papillen auch zwei Reihen symmetrisch angeordneter postkloakaler Papillen auf. Dabei umfassen die Postkloakalpapillen sechs (ABOLLO et al. 2001) oder sieben (BARUŠ et al. 1978) Paare, wobei die ersten zwei Paare sich direkt hinter der Kloake und die restlichen Papillen im mittleren Drittel des Schwanzendes befinden. Zwei dieser Paare sind etwas mehr medial und die anderen mehr lateral angeordnet. Die Kloake befindet sich 140-240 µm von der Schwanzspitze entfernt. Die Spikula sind etwa gleich lang (4,05-9,98 mm) und weisen am distalen Ende eine *Longitudinal-Ala* auf. Diese entspricht in ihrer Länge dem 1,5-fachen des Spikulumdurchmessers (ABOLLO et al. 2001).

Das Weibchen erreicht eine Gesamtlänge von 10 bis 85 mm und eine maximale Breite von 0,29-1,51 mm. Die Vulva liegt im zweiten Körperdrittel. Die Eier sind rund bis oval und haben eine innere Vitellinmembran und eine sehr dünne äußere Hülle mit golfballartiger Oberfläche. Sie sind 54-73 x 41-59 µm groß (BARUŠ et al. 1978, SARASHINA et al. 1987, NOTTENKÄMPER et al. 1999, BARUŠ et al. 2000).

Entwicklung (Anhang E.22): Zum Zeitpunkt der Ablage sind die Eier noch ungefurcht. Sie gelangen über den Wirtskot in die Gewässer. NOTTENKÄMPER et al. (1999) zeigten mittels Flotationsmethode, dass die Eier ganzjährig intermittierend ausgeschieden werden. Sie waren bei einer Wassertemperatur von 7°C bei reduziertem Schlupferfolg bis zu zehn Monate entwicklungsfähig. Bei einer Temperatur von 21-29°C entwickelte sich in ihnen in drei bis sieben Tagen die Larve, die sich noch im Ei das erste mal zur L II häutete (HUIZINGA 1966). Im Süßwasser blieben die L II mindestens 13 Tage infektiös (NOTTENKÄMPER et al. 1999). Es ist nicht sicher, ob Ruderfußkrebse (Copepoda), in deren Leibeshöhle die Larve (L II) nachgewiesen wurde, der erste Zwischenwirt oder nur Transportwirt ist. In *Tilapia leucostica*

Afrikas konnten keine Ruderfußkrebse im Mageninhalt nachgewiesen werden und dennoch wiesen sie z.T. einen sehr starken Contracaecumbefall auf (MALVESTUTO & OGAMBO-ONGAMA 1978). Die Kleinkrebse werden von Fischen und Libellen mit der Nahrung aufgenommen. In ihnen vollzieht sich die zweite Häutung und die Larve (L III) ist somit infektiös für die Endwirte. Schleien gelten nur als paratenischer Wirt (HUIZINGA 1966, MOZGOVOY et al. 1965, 1968). Nach HOFFMANN (1970) besteht scheinbar keine Wirtsspezifität unter den Fischarten. Die L II konnte sowohl in Salz- als auch in Süßwasserfischen nachgewiesen werden. Im Magen des Vogels entwickelt sich die Larve IV und schließlich der adulte Rundwurm.

Das Wirtsspektrum der Endwirte von *C. rudolphii* ist ebenfalls sehr breit und umfasst neben elf Vogelfamilien aus sieben Ordnungen (Entenvögel, Alkenvögel, Möwen, Seeschwalben, Raubmöwen, Reiher, Seetaucher, Pelikane, Kormorane, Lappentaucher und Sturmvögel) (BARUŠ et al. 1978, HARTWICH 1964) möglicherweise auch Säugetiere und den Menschen (SCHAUM et al. 1967, MUDRY et al. 1986, IM et al. 1995). Die Prävalenz lag in spanischen Weißkopfmöwen bei 0,9 % (SANMARTIN et al. 2005) und in nordamerikanischen Silbermöwen bei 6 % (OWEN et al. 1976). In Lappentauchern polnischer Gewässer konnten Befallsextenstäten von 4,2 % bis 25,0 % beschrieben werden. Die BI überstieg dabei nie vier Exemplare (BEZUBIK 1956). Kormorane zeigten eine sehr hohe BE von 85 % am Chiemsee, 94 % im österreichischen Kanton St. Gallen und 100 % in Oberbayern (NOTTENKÄMPER et al. 1999). In Kormoranen Nord- und Mitteldeutschlands lag die BE ebenfalls sehr hoch bei 96,6 %, ebenso in Sachsen (96,0 %). Der Mittelwert der BI betrug in Sachsen 108,5 Exemplare je Kormoran (FREYER 2002).

2.2.3.4 Ordnung Trichocephalida

Diese Ordnung umfasst Nematoden mit einem sehr schlanken, haarförmigen Körperbau, der nach kaudal etwas breiter wird. Die Männchen sind dabei kleiner als die Weibchen. Der Ösophagus ist in einen muskulösen und einen glandulären Anteil gegliedert, wobei letzterer von Stichozyten umgeben ist. In der Höhe des Übergangs vom Ösophagus zum Darm befindet sich bei weiblichen Tieren die Vulva. Die Genitalorgane sind in beiden Geschlechtern immer einzeln angelegt und das Spikulum des Männchens ist von einer Spikularscheide umgeben.

Aus dieser Ordnung sind bei Fisch fressenden Vögeln die Unterordnungen Trichocephalata und Dictiophymata beschrieben, wobei aus ersterer nur die Familie Capillariidae in Vögeln nachgewiesen wurde (BARUŠ et al. 1978). Diese Familie umfasst 22 Gattungen mit über 300 Arten, die weltweit verbreitet sind (MORAVEC et al. 1987). Die Wirte der folgenden Mitglieder sind im Anhang E.21 zusammengefasst.

***Eucoleus contortus* (Creplin, 1839) Gagarin, 1951**

Die Kutikula von *Eucoleus* (*E.*) *contortus* erscheint quergestreift und weist längs verlaufende, meist schlecht sichtbare Linien auf. Das Männchen erreicht eine Körperlänge von 6,1 bis

45,5 mm, bei einer maximalen Breite von 52-78 µm. Der Ösophagus erstreckt sich über eine Länge von 3,9 bis 4,8 mm, mit einem muskulären Anteil von 0,42 bis 0,57 mm. Das Schwanzende verjüngt sich und ist mit einer schwach entwickelten *Pseudobursa* ausgestattet. Typisch ist die dehnbare Spikularscheide, die am distalen Ende mit haarfeinen, länglichen Dornen bedeckt ist. Nach proximal werden diese kürzer und kräftiger. Das proximale Ende der Spikularscheide ist glatt (BARUŠ et al. 1978, MORAVEC 1982, GASSAL 2003).

Als Kosmopolit ist *E. contortus* weltweit unter sehr vielen Vogelgattungen (Anhang 23), darunter auch Hausgeflügel, verbreitet und parasitiert in der Schleimhaut der Mundhöhle, Speiseröhre, des Kropfes und selten im Drüsenmagen (CZAPLIŃSKI 1962, BUCK et al. 1976, BARUŠ et al. 1978, BOSCH et al. 2000, ŻUCHOWSKA 1994 in BETLEJEWSKA 2002, KRONE et al. 2002, BORGSTEEDE et al. 2003, CALVETE et al. 2003, GASSAL 2003, PINTO et al. 2004, SANMARTIN et al. 2004, 2005). CRAM (1936) zeigte einen direkten Übertragungsweg, während WEHR (1952) Regenwürmer (*Eiseniella tetraedra*) als möglichen Zwischenwirt nachwies. Die Weibchen legen ungefurchte Eier, die mit dem Kot in die Umwelt gelangen. Im Ei entwickelte sich die infektiöse L I in zwölf (SHLIKAS 1970 zitiert in MORAVEC 1987) bzw. 35 bis 40 Tagen (CRAM 1936). Die Eier überstanden starke Trockenheit bis zu elf Monate lang (RIZHIKOV 1967 in BETLEJEWSKA et al. 2002). Mit der Nahrung werden sie vom Endwirt, in dessen Darm die Larve I das Ei verlässt, aufgenommen. Anschließend wandert die Larve in ihre endgültige Lokalisation aus. Dort entwickelt sie sich tief in der Schleimhaut in etwa 24 Tage über drei weitere Larvenstadien zum Adultus (CRAM 1936). Die Präpatenzperiode beträgt ein bis zwei Monate.

In Nordwest-Polen wurde in Stockenten eine Prävalenz von 53,4 % ermittelt. Die BI war gering (maximal 30 Exemplare je Tier) und lag im Mittel zwischen 3,8 und 9,0 Exemplaren (BETLEJEWSKA 2002). Ebenfalls in Polen wurde unter Lachmöwen eine Prävalenz von 4,7 % bei einer BI von einem Exemplar und unter Mantelmöwen eine Prävalenz von 66,6 % bei BI von einem und 24 Exemplaren beschrieben (BEZUBIK 1956). Die Prävalenz in Weißkopfmöwen in Spanien betrug 14,5 % (SANMARTIN 2005), in Silbermöwen von Nordwales 31,7 % bis 80,0 % bei einer maximalen Befallintensität von 59 (THRELLFALL 1967). In Ohio (USA) betrug die Prävalenz 21 % und die BI ein bis zehn und im Mittel 3,5 Exemplare (OWEN et al. 1976).

***Baruscapillaria* Moravec, 1982**

Baruscapillaria spp. sind fadenförmige, weiße Nematoden, deren Männchen eine stachellose Spikularscheide aufweisen. In Kormoranen Europas sind die zwei Arten *Baruscapillaria* (*B.*) *carbonis* und *B. rudolphii* beschrieben. Sie unterscheiden sich in ihrer Länge, der Größe ihrer Organe, in der Gestaltung der Hinterenden der Männchen sowie am Vorhandensein einer Vulvaklappe bei den Weibchen (MORAVEC et al. 1994, FRANTOVÁ 2001). Dabei ist *B. carbonis* meist deutlich länger. Auch das Spikulum erreicht mit einer Länge von 1,94 bis 2,43 mm deutlich größere Werte als in *B. rudolphii* (0,9-1,3 mm) (BARUŠ et al. 1978, FRANTOVÁ 2001, FREYER 2002). Am Schwanzende männlicher *B. carbonis* befindet sich zudem eine gut entwickelte Pseudobursa, bestehend aus fünf deutlichen Lappen, die mit einer kleinen

Erhabenheit versehen sind (FRANTOVÁ 2001). Die Pseudobursa von *B. rudolphii* ist auf lediglich zwei Lappen reduziert.

Die graviden Weibchen von *B. carbonis* weisen (im Gegensatz zu *B. rudolphii*) gewöhnlich eine Vulvaklappe auf, die z.T. nur undeutlich ausgebildet ist (FRANTOVÁ 2001). Da andere Autoren diese jedoch nicht beschreiben, sollte sie lediglich als zusätzliches Kriterium zur Bestimmung herangezogen werden. Die Eier beider Arten sind oval und 40-58 x 19-25 µm groß. Sie weisen zwei Polkappen auf, die in den unreifen Eiern deutlicher erscheinen als in den ausgereiften. Der Inhalt der Eier ist ungefurcht (BARUŠ et al. 1978, FRANTOVA 2001).

Der Entwicklungskreislauf von *Baruscapillaria* spp. ist noch völlig unerforscht (FRANTOVA 2001). Als Endwirte (Anhang 23) werden Vertreter der Familien der See- und Lappentaucher, Kormorane, Pelikane, Reiher, Greifvögel, Möwen, Seeschwalben und der Säbelschnäbler-verwandten beschrieben. Das Verbreitungsgebiet erstreckt sich von Europa bis in die paläarktischen Regionen Asiens (BARUŠ et al. 1978). In 17,8 % der Kormorane Nord- und Mitteldeutschlands wies FREYER (2002) *B. carbonis* als *Capillaria carbonis* nach. In Sachsen betrug die Prävalenz 20 %. Die BI belief sich auf maximal acht Exemplare und einem Mittelwert von 1,8 bis 3,0 Exemplaren je Kormoran. Auf Sardinien parasitologisch untersuchte Kormorane zeigten eine Prävalenz von 30 % (GARIPPA et al. 1996)

2.2.4 Kratzer (Acanthocephala)

2.2.4.1 Ordnung Palaeacanthocephala

Familie Polymorphidae

Corynosoma strumosum (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904

Männchen und Weibchen von *Corynosoma* (*C.*) *strumosum* erscheinen nahezu gleich in Größe und Form. Die Weibchen sind etwas größer. Die Körperlänge beträgt 4,5–7,0 mm, selten auch bis zu 9 mm bei einer maximalen Breite von bis zu 2,0 mm im Bereich des Vorderkörpers. Der Hinterkörper (Länge 3,4–5,3 mm) erscheint wesentlich zarter und ist nur 490–653 µm breit. Seine dünnste Stelle liegt etwa in der Mitte. Der Vorderkörper ist mit 22–50 µm langen Stacheln bedeckt, die etwa 40–58 % der gesamten Körperlänge einnehmen und sich kaudal auf die ventrale Körperseite beschränken. Beide Geschlechter sind mit 22–28 µm langen Genitalstacheln ausgestattet, die bei Weibchen nach der Kopulation auch fehlen können oder in das *Vestibulum genitale* eingezogen werden und damit nur schwer erkennbar sind. Der Hals erscheint kegelförmig, 288–384 µm lang und ist häufig eingezogen. Der Proboszis ist 500–700 µm lang und an einer Anschwellung zwischen proximalem und mittlerem Drittel seiner Länge 200–264 µm breit. Er ist mit 18 Längsreihen aus jeweils zehn bis zwölf Stacheln bewehrt. Der fünfte, sechste oder siebente Stachel erscheint am längsten (64–80 µm) und stärksten (23–32 µm). Die vorderen fünf bis sieben Stacheln weisen eine einfache Wurzel auf, die länger als der äußere Dorn ist. Ihnen folgt ein kurzer stachelloser Raum und darauf vier bis fünf kleinere Haken (32–46 µm x 26–32 µm) mit umgedreht Y-förmigen Wurzeln, deren

Dimension zum Körper hin immer kleiner wird. Die flügelförmigen und flachen Lemniskiten sind kürzer als das *Receptaculum proboscis*. Im Männchen liegen die zwei glatten rundlichen Hoden nebeneinander oder schräg hintereinander zwischen Vorder- und Hinterkörper und sind 461–528 x 210–288 µm groß. An den hinteren Hoden schließen sich sechs schlüsselförmige Zementdrüsen an. Die Eier sind 79–101 x 19–30 µm groß. Die Eischale ist länglich und die inneren Hüllen bilden an jedem Pol einen Knopf (BARUŠ et al. 1985, NICKOL et al. 2002, O'NEILL & WHELAN 2002).

Als Endwirte (Anhang E.24) dienen *C. strumosum* sowohl Fisch fressende Vögel (Taucher, Kormorane, Pelikane, Entenvögel, Adler, Möwen und Seeschwalben), als auch Säugetiere (BARUŠ et al. 1985, MEASURES & GOSSELIN 1994, RICHARDSON & COLE 1997, SHIMALOV & SHIMALOV 2001, NICKOL et al. 2002, O'NEILL & WHELAN 2002). Das Alter der Infektion lässt sich an Hand des Verhältnisses von männlichen zu weiblichen *C. strumosum* abschätzen: In frischen Infektionen überwiegen Männchen und immature Weibchen, während im Laufe der Infektion die Zahl der Männchen abnimmt (HELLE & VALTONEN 1980 in O'NEILL & WHELAN 2002). Sowohl Süß- und Salzwasserfische als auch aquatile Schnecken können als paratenische Wirte genutzt werden und damit ein Reservoir bilden (NUORTEVA 1966, MARGOLIS & McDONALD 1986, O'NEILL & WHELAN 2002). Eigentlicher Zwischenwirt sind Flohkrebse (Pontoporeia). Ein starker Befall mit *C. strumosum*-Larven verläuft in ihnen tödlich, ohne dass es Anzeichen einer natürlichen oder erworbenen Resistenz gibt. *C. strumosum* ist weltweit verbreitet (NUORTEVA 1966, BARUŠ et al. 1985, MARGOLIS & McDONALD 1986, RAUSCH & ADAM 2000).

***Polymorphus* Lühe, 1911**

Diese Gattung umfasst 27 Arten, wovon zwölf bei Fisch fressenden Vögeln der Paläarktik beschrieben sind. Als Zwischenwirte dienen Flohkrebse. Endwirte können neben den Wasservögeln auch Säugetiere darstellen (BARUŠ et al. 1985).

3 Tiere, Material und Methoden

3.1 Tiere

In den Untersuchungsjahren 2003 und 2004 wurden insgesamt 96 Kormorane, 46 Graureiher, ein Silberreiher und eine Silbermöwe auf ihren Befall mit Helminthen parasitologisch untersucht. Die Tiere wurden entweder durch Abschuss getötet oder tot aufgefunden. Einzelnen Tieren fehlten zum Zeitpunkt der parasitologischen Sektion einzelne Körperteile wie Ständer oder Flügel. Im Jahr 2003 beschränkten sich die Untersuchungen auf Kormorane und Graureiher, die von Ende Juli bis Ende Oktober erlegt wurden. Im Jahr 2004 erstreckte sich der Untersuchungszeitraum vom Frühjahr bis in den Winter hinein. Die Untersuchung umfasste freilebende Vögel, deren Jagdrevier u.a. in fischereiwirtschaftlich genutzten Teichen lag. Die Tiere stammten aus den sächsischen Teichwirtschaften Kleinbeucha, Grüngräbchen, Uhyst, Kreba, Hammerstadt und Petershain. Die Tabelle 6 stellt die zeitliche und räumliche Verteilung der Herkunft der untersuchten Tiere dar. Die geographische Lage der Teichwirtschaften in Sachsen ist der Abbildung 3 zu entnehmen.

Der Silberreiher und die Silbermöwe wurden im Winter 2004/2005 im Raum Leipzig tot aufgefunden und als Einzelfallbeschreibung in die Untersuchungen einbezogen, um das Gesamtbild des epidemiologischen Mosaiks abzurunden.

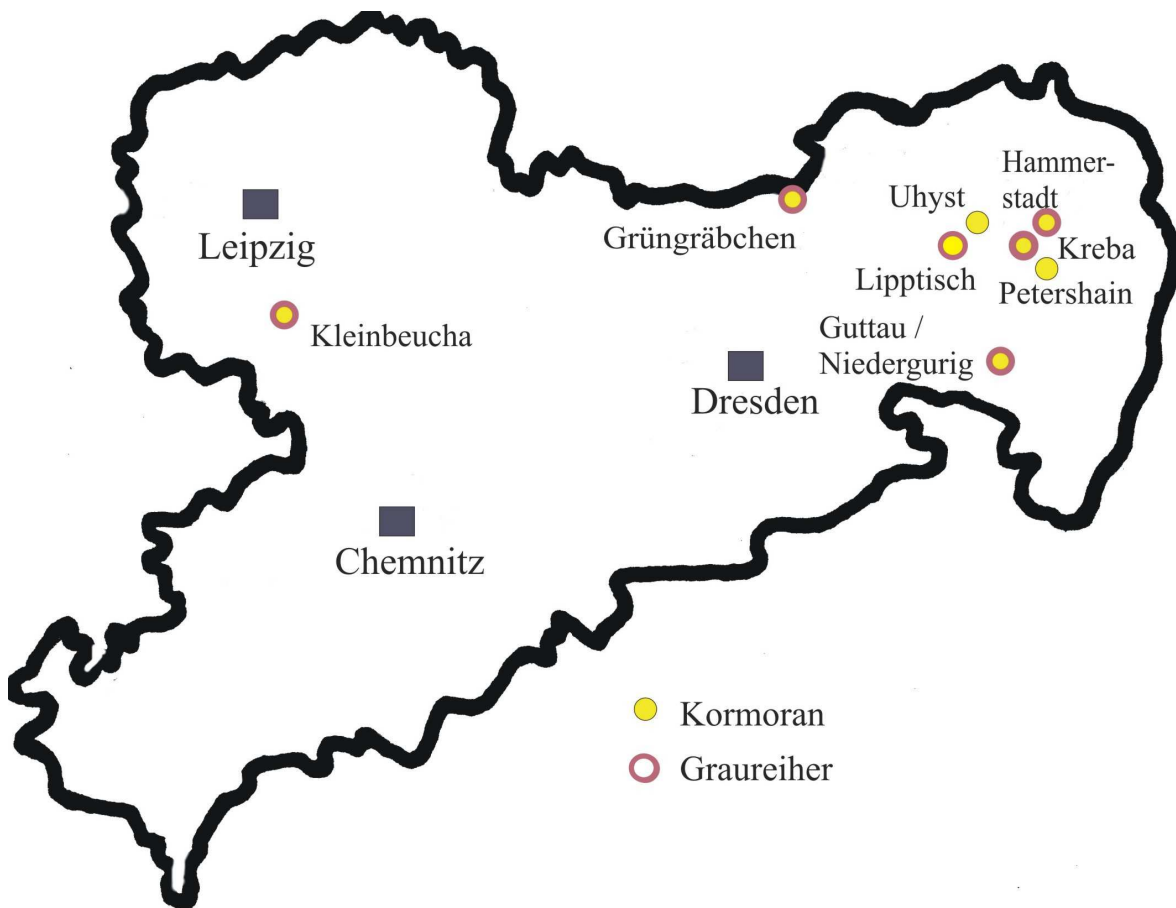


Abbildung 3: Sächsische Karpfenteichwirtschaften

Tabelle 6: Herkunft der Vögel in den einzelnen Untersuchungsjahren

Herkunft	Kormorane			Graureiher		
	2003	2004	Gesamt	2003	2004	Gesamt
Westsachsen						
Kleinbeucha	15	17	32	4	15	19
Ostsachsen						
Grüngräbchen	6	16	22	1	2	3
Lippitsch/Guttau	12	0	12	1	0	1
Uhyst	0	10	10	0	0	0
Kreba	0	5	5	6	16	22
Nierderspree/ Hammerstadt	14	0	14	1	0	1
Petershain	0	1	1	0	0	0
Gesamt Ostsachsen	32	32	64	9	18	27
Gesamt	47	49	96	13	33	46

3.1.1 Charakterisierung der Teichwirtschaften

Die fischereiwirtschaftlichen Schwerpunkte aller Teichwirtschaften, aus denen Kormorane und Graureiher zur Untersuchung gelangten, liegen neben dem Verkauf auf Zucht und Aufzucht von Speisekarpfen (85 bis 99 %). Aber auch verschiedene andere Fischarten, wie Stör, Hecht, Wels, Zander, Schleie, Barsch, Forelle und Koi werden gehalten. Das Nahrungsangebot für die Fische in Form von Kleinstlebewesen in den Naturteichen wird in der Regel durch Zufüttern mit Weizenschrot oder einem Roggen-Weizen-Gemisch aus eigener Produktion ergänzt.

Die Teichwirtschaften Guttau, Ullersdorf und Kreba liegen in der „Oberlausitzer Heide- und Teichlandschaft“, einem 30.102 ha großen Biosphären-Reservat, das 343 Teiche mit einer Gesamtfläche von 2.043 ha einschließt. Die restliche Fläche des Reservats verteilt sich auf Waldgebiete und landwirtschaftlich genutzte Areale. Die Bevölkerungsdichte ist mit 43 Einwohnern/km² sehr gering. Im Biosphären-Reservat brüten 138 Vogelarten, darunter Graureiher, Kranich, Seeadler, Rohrdommel, Weißstorch, Rot- und Schwarzhalsstaucher, Eisvogel, Schell-, Krick-, Knäk- und Löffelente, Rohrweihe, Wasser- und Tüpfelralle. Außerdem beheimatet es 13 Lurcharten, sieben Kriechtierarten und zahlreiche Fischarten (HEYNE 2005).

In Sachsen waren im Untersuchungszeitraum keine Kormoranbrutplätze bekannt. Neugründungen von Kolonien unterbanden die Teichwirte, indem sie die Nester zerstörten. Mehrere kleinere Graureiherkolonien wurden dagegen geduldet (SEICHE & WÜNSCHE 1996). Bemerkenswert ist der zunehmende Bestand an Silberreiher während der Herbstmonate. Im Winter finden sich vor allem Gänsejäger an den Teichen ein (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05). Zur Abwehr eines übermäßigen Anflugs der Karpfenteiche durch Fisch fressende Vögel standen den Teichwirtschaften Vergrämungsschüsse zur Verfügung. Daneben nutzten die Teichwirtschaften Petershain, Ullersdorf und die KREBA-Fisch-GmbH die Kormoranvergrämungsanlage „Seeadler-K1“, die durch das Aussenden von Störfrequenzen und Kormoranwarnlauten den Kormoranschwärmen das geordnete Anfliegen erschweren und

Gefahr signalisieren sollte (KITNER 2005, mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05, mündl. Mitteilung Hagen Haedicke, Grüngräbchen, 02.08.05). Diese Anlage wurde mit stark schwankendem Erfolg eingesetzt. Bei hohen Kormoranzahlen erwies sich die Wirkung dieser Anlagen als unbefriedigend bis mäßig (mündl. Mitteilung Roland Richter, Pulsen, 02.08.05, mündl. Mitteilung Hagen Haedicke, Grüngräbchen, 02.08.05). Darüber hinaus wurde in den Teichwirtschaften Gutttau / Niedergurig, Lippitsch, Kauppa, Ullersdorf und Grüngräbchen eine Knallmaschine des Typs „Tripilex“ zum Einsatz gebracht. Die abschreckende Wirkung der Vergrämungsanlagen war durch Gewöhnungseffekte der Vögel allerdings meist nur von kurzer Dauer, so dass sie regelmäßig an andere Stellen umgesetzt werden mussten (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

3.1.1.1 Teichwirtschaft Kleinbeucha

Südlich von Leipzig, im Muldentalkreis liegt die Teichwirtschaft Kleinbeucha. Sie umfasst 24 sehr flache Teiche mit einer maximalen Wassertiefe von 1,2 m und einer Wasserfläche von je 1,5 bis 2,0 ha. So ergibt sich eine Gesamtteichfläche von ca. 64 ha. Die Teiche liegen zu 50 % in oder an Siedlungen. Der andere Teil ist in Vogel- und Naturschutzgebieten lokalisiert, in denen auch andere Fisch fressende Vogelarten, z.B. Zwerg- und Rothalstaucher und Seeadler brüten. Alle Teiche wurden im Frühjahr zur Hälfte mit Satzkarpfen belegt. Die Überwinterung erfolgte in den Rohrwacher Teichen. Im Gebiet der Teichwirtschaft waren dem Teichwirt mehrere Graureiherkolonien mit sechs bis 100 Nestern bekannt. Die Kormorane bezogen wechselnde Schlafplätze an der Mulde (30-1500) und der Eula, am Hainer See (je ca. 50) und in Eschefeld (50-350). Dazu kamen im Herbst die Rast- und Schlafplätze von etwa 30 Silberreiher. Zur Schadensabwehr standen der Teichwirtschaft Vergrämungsabschüsse zur Verfügung, die allerdings in den Ortschaften nicht erlaubt waren. In diesen Gebieten wurde versucht, die Verluste durch Besatz mit anderen Fischarten gering zu halten. Der Teichwirtschaft ergaben sich direkte Verluste von 50 bis 60 %. Die übrigen Fische wiesen eine schlechte Körperkondition und zu wenig Körperfett für die Überwinterung auf. Zudem kam es zu einer sehr breiten Streuung der Körpermasse der Fische innerhalb der Altersklassen (mündl. Mitteilung Udo Wolf, Kleinbeucha 27.02.2006).

3.1.1.2 Teichwirtschaft Petershain

Die Teichwirtschaft Petershain liegt im Niederschlesischen Oberlausitzkreis in der Nähe des Stausees Quitzdorf und umfasst 40 Teiche mit einer Gesamtwasserfläche von 245 ha, die sich auf vier Standorte verteilen. Die Wasserfläche der einzelnen Teiche variiert zwischen 0,2 bis 36 ha. Die Wassertiefe beträgt durchschnittlich 0,7 bis 1,2 m, wobei Flachwasserbereiche dominieren. Etwa ein Drittel der Teiche liegen im Biosphären-Reservat „Oberlausitzer Heide- und Teichlandschaft“. Die restlichen Teiche befinden sich in Ortschaften oder in deren Umgebung. Direkt an der Teichwirtschaft waren weder Schlaf- noch Brutplätze von Graureiher und Kormoran bekannt. Jedoch bot der Stausee Quitzdorf Schlafplätze für Kormorane und im 15 km entfernten Reichwalde brüteten Graureiher. Die Verluste durch Fisch fressende Vögel

wurden in den einzelnen Teichen auf 10 % bis 90 % geschätzt (mündl. Mitteilung Armin Kittner, Petershain 02.08.2005).

3.1.1.3 KREBA-FISCH GmbH

Die KREBA-FISCH GmbH umfasst die Teichwirtschaft Kreba mit einer Gesamtseenfläche von 458 ha. Dazu kommen die eigenständig wirtschaftenden Teichwirtschaften Guttau/Niedergurig, Lippitsch und Kauppa, Angelteiche in Kreba, Nieder-Spree, Königswartha sowie die Satzfishanlage in Sproitz, so dass sich eine gesamte Wasserfläche von 1700 ha ergibt (STIEHLER 2005).

Die durchschnittliche Wassertiefe der Teiche in **Kreba** beträgt 1 m, wobei jedoch ein hoher Flachwasseranteil vorliegt. In der Nähe der Teichwirtschaft befinden sich 20 bis 30 kleinere Graureiherkolonien und zwei Schlafplätze mit jeweils 300 bis 500 Kormoranen. Die Verluste durch Fisch fressende Vögel wurden in Abhängigkeit vom Teich ebenfalls auf 10 % bis 90 % beziffert (mündl. Mitteilung Roland Richter, Pulsen, 02.08.05).

Die Teichwirtschaft **Guttau/ Niedergurig** verfügt über eine Wasserfläche von 351 ha, die zum Großteil im Biosphären-Reservat und außerhalb von Ortschaften lokalisiert ist. Die Wassertiefe beträgt 0,7 bis 1,2 m. In Nähe der Ortschaft Malschwitz hat sich eine Graureiherkolonie angesiedelt. Des weiteren bildeten sich in den vergangenen Jahren Kormoranschlafplätze von 500 bis 700 Tieren, die 2004 jedoch nicht aufgesucht wurden. In Teichen, die mit K1 und K2 besetzt wurden, betrugen die Verluste in beiden Untersuchungsjahren bis zu 100 %. Verteilt auf alle bewirtschafteten Teiche ergab sich somit eine Verlustquote von 60 bis 65 % (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

Die Teichwirtschaft **Lippitsch** verteilt sich auf zwei Zentren. Zum einen befinden sich die Teiche um Lippitsch selbst, die mit einer Gesamtnutzungsfläche von 53,7 ha im Biosphären-Reservat gelegen sind und zum anderen im Gebiet um Königswartha. So ergibt sich eine Gesamtwasserfläche von 149,8 ha. Mit einer durchschnittlichen Teichfläche von 5 ha handelt es sich meist um mittelgroße Teiche, die im Mittel eine Tiefe von 1 m aufweisen. In der Nähe der Teichwirtschaft brüten Graureiher in mehreren kleinen Kolonien. Die Verluste durch die Fisch fressenden Vögel wurden auf durchschnittlich 50 % geschätzt, wobei vor allem die Altersklassen K1 und K2 betroffen waren (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

Die Teichwirtschaft **Kauppa** besitzt im Biosphären-Reservat Teiche mit einer Wasserfläche von 380 ha und einer Tiefe von ca. 0,7 m. Nur in Abfischgräben und Sammelgruben ist das Wasser tiefer. In der Nähe der Teichwirtschaft befinden sich am „Kuhteich Kauppa“ Kormoranschlafplätze, die 400 bis 1000 Vögel beherbergen können. Graureiher treten nur vereinzelt auf. Der Teichwirt gab die Verluste durch Fisch fressende Vögel im Durchschnitt mit 20 % an (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

Die Teiche der Teichwirtschaft **Nieder-Spree** befinden sich mit einer Wasserfläche von insgesamt 300 ha in einem Naturschutzgebiet. Mit einer durchschnittlichen Teichfläche von 5 ha handelt es sich meist um mittelgroße Teiche, die im Mittel eine Tiefe von 1 m aufweisen. Ein Kormoranschlafplatz ist auf dem „Großteich Niederspree“ angesiedelt. Die Verluste durch Fisch fressende Vögel wurden auf durchschnittlich 50 % geschätzt, wobei vor allem die Altersklassen K1 und K2 betroffen waren (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

In der Satzfishanlage **Sproitz** dienen 35 Becken mit einer Fläche von je 0,2 bis 0,7 ha und einer Gesamtnutzfläche von 12,36 ha der Überwinterung und Hälterung der Fische (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

3.1.1.4 Teichwirtschaft Ullersdorf

Die Teichwirtschaft Ullersdorf liegt nördlich der Talsperre Quitzdorf, an deren „Teilbecken Reichendorf“ ab dem Frühsommer etwa 500 Kormorane ihren Schlafplatz bezogen. Hinzu kamen die Schlafplätze von 400 bis 1000 Vögel am „Kuhteich Kauppa“. Graureiher traten nur vereinzelt auf. Die Gesamtnutzungsfläche dieser Teichwirtschaft beträgt 152,5 ha. Mit einer durchschnittlichen Teichfläche von 5 ha handelt es sich meist um mittelgroße Teiche, die im Mittel eine Tiefe von 1 m aufweisen. Die Verluste durch Fisch fressende Vögel wurden auf durchschnittlich 50 % geschätzt. Besonders hoch waren sie auch hier in den Altersklassen K1 und K2 (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

3.1.1.5 Teichwirtschaft Grüngräbchen

Die Teichwirtschaft Grüngräbchen verfügt über eine Gesamtwasserfläche von 280 ha, wovon etwa 40 ha auf Schilfzonen entfallen. Die Teiche befinden sich in Ortsnähe und in einem Naturschutzreservat und sind zumeist sehr flach. Es kommen jedoch auch sehr tiefe Bereiche vor. In der Nähe der Teichwirtschaft befindet sich ein Schießplatz, auf dem eine dem Teichwirt unbekannte Anzahl an Graureihern brütete. Dort befanden sich auch die Schlafplätze von durchschnittlich 30 Kormoranen, deren Zahl sporadisch auch bis zu 200 Tiere erreichte. Die Verluste der Teichwirtschaft durch die Vögel betrugen im Jahr 2003 8 % bis 10 % (mündl. Mitteilung Hagen Haedicke, Grüngräbchen, 02.08.05).

3.1.1.6 Teichwirtschaft Uhyst

Die Teichwirtschaft Uhyst verfügt über drei Teichgruppen, die alle in einem Umkreis von 8 km liegen und eine gesamte Teichnutzungsfläche von 245 ha aufweisen. Die Teiche sind 0,7 bis 1,2 m tief, wobei die Flachwasser- und Randbereiche einen großen Anteil einnehmen. Die jährlichen Verluste durch Fisch fressende Vögel wurden mit 20.000 bis 80.000 € angegeben (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05).

3.1.2 Art und Weise der Bejagung

Da Kormoran und Graureiher nach dem Bundes-Jagd-Gesetz in Sachsen einer ganzjährigen Schonzeit unterliegen, ist ihr Abschuss in Sachsen nur in begrenzter Stückzahl auf Antrag,

räumlich und zeitlich begrenzt, möglich. Nach Genehmigung durch die Behörde wurden die Tiere während der Fischjagd oder während des An- und Abflugs mit Schrot erlegt.

3.1.3 Sicherung und Transport des Tiermaterials

Die Tiere wurden nach dem Erlegen durch den Jäger oder den Teichwirt einzeln oder zu mehreren in wasserfesten Plastiktüten untergebracht. Die individuelle Markierung erfolgte mittels Etikett am Ständer oder durch Beschriftung der Tüte mit einem wasserfesten Stift und enthielt Informationen hinsichtlich Abschussdatum und zum Teil Abschussort. Bis zur parasitologischen Sektion wurden die Tierkörper bei -21°C gelagert. Entsprechend der arbeitstechnischen Möglichkeiten dauerte der Auftauvorgang zwölf bis 24 Stunden bei Zimmertemperatur oder mehrere Tage im Kühlschrank bei $+6^{\circ}\text{C}$.

3.2 Untersuchungsmethoden

3.2.1 Parasitologische Sektion

Direkt vor der helminthologischen Untersuchung wurde das Körpergewicht der Tiere mit einer digitalen Waage des Typs „DENVER INSTRUMENT PK-6“ mit einer Genauigkeit von 10 g bestimmt.

Die Sektion begann mit einem Hautschnitt von der Kehlhaut bis zur Kloake und dem Ablösen der Haut. Die Subkutis wurde hinsichtlich des Vorkommens von *Avioserpens galliardi* untersucht. Die Leibeshöhle wurde mittels eines Schnittes entlang der *Linea alba* von der Kloake bis hin zum kaudalen Ende des *Sternums* eröffnet. Um das Sternum abzulösen, wurden *Coracoid*, *Clavicula* und die Rippen in Höhe des lateralen Rippenknorpels durchtrennt. Sich in den Luftsäcken befindende Flüssigkeit wurde aufgefangen. Die weitere Schnittführung verlief nun entlang der ventralen Halsseite bis hin zum Unterschnabel. Die Trachea wurde inklusive *Larynx* und Hauptbronchien separiert, in ganzer Länge gespalten, adspiziert und ihr Epithel anschließend abgeschabt und auf Helminthen untersucht. Nach der Entnahme des Herzens wurde dieses eröffnet und gründlich gespült. Die dabei anfallende Flüssigkeit wurde aufgefangen und helminthologisch untersucht. Dem schloss sich die Exenteration der Leber an, deren Gallengänge und die Gallenblase eröffnet, mit Wasser gespült und ausgeschabt wurden. Anschließend wurde die Leber mit Hilfe einer Präpariernadel zerzupft, mit Wasser überschichtet und ein zweites Mal auf Parasiten hin untersucht.

Der Pharynx wurde hinsichtlich des Vorhandenseins von *Clinostomum complanatum* angeschaut. Der Ösophagus wurde entnommen und längs eröffnet. Nach Verstreichen der Schleimhautfalten wurde die Speiseröhrenschleimhaut adspiziert, anschließend abgeschabt und auf Helminthen untersucht.

Das Magen-Darm-Konvolut wurde im ganzen exentert. Drüsen- und Muskelmagen wurden gemeinsam durch Inzision am *Pylorus* vom Dünndarm getrennt und entlang der *Curvatura major* mit Schnittverlängerung durch den Proventrikulus eröffnet. Danach konnte der Mageninhalt entnommen und zur späteren Adspektion sichergestellt werden, die

Magenschleimhaut wurde inspiziert, abgeschabt und durchmustert. Anschließend wurde die Submukosa hinsichtlich Läsionen und Hämorrhagien beurteilt. Anschließend wurde der Mageninhalt in einer Glaspetrischale über einer schwarzen Plastikunterlage durchmustert. Aufgefundene Helminthen wurden in Ethanol (70 %) konserviert.

Im Anschluss an die Abtrennung vom Gekröse, wurden das Intestinum in Dünndarm und Dickdarm unterteilt, wobei die Blinddärme dem Dickdarm zugerechnet wurden. Die Darmabschnitte wurden einzeln eröffnet, die Ingesta mit Wasser von der Schleimhaut gespült und jeweils in einem Standzylinder aufgefangen. Die gereinigte Darmschleimhaut wurde auf das Vorkommen von Helminthen und Läsionen untersucht, mit einem Spatel abgeschabt und ebenfalls in diese Standzylinder verbracht. Der Inhalt des Dünndarms wurde auf 500 ml aufgefüllt und durch das Einbringen von Luft mittels einer Aquarienluftpumpe homogenisiert. Davon wurden jeweils 50 ml während der Homogenisierung mit Hilfe einer Pipette (20 ml) entnommen, in eine Glaspetrischale (Durchmesser 200 mm) gefüllt und mit einer Lichtquelle über einer schwarzen Plastikunterlage hinsichtlich vorkommender Helminthen untersucht. Aufgefundene Helminthen konnten mit Hilfe einer Präpariernadel entnommen und in einem mit 70 %-igem Ethanol gefüllten Eppendorffhütchen (2,5 ml) aufbewahrt werden. Wies der Vogel eine hohe Parasitenbürde auf, wurde nur ein Teil (5 % bis 50 %) der Zestoden und Trematoden konserviert. Mit der unverdünnten Ingesta des Dickdarms wurde analog zu dem Dünndarminhalt verfahren. Im zweiten Untersuchungsjahr wurde der Dickdarminhalt anschließend einem kombinierten Sedimentations-Flotations-Verfahren unterzogen, wobei Zinksulfatlösung mit einer Dichte von 1,3 g/cm³ als Flotationsmittel diente. Aufgefundene Helmintheneier wurden digital-photographisch mittels eines Fotoprogramms (Leica Bildanalyse-Software Quantimet 500 Qwin, Leica Microsystems, Bernshaim, BRD) dokumentiert.

Die Adspektion der Gonaden diente der Geschlechtsbestimmung. Abschließend wurden die Nieren aus den ventralen Kreuzbeinausbuchtungen entnommen, in einer Glaspetrischale mit Hilfe einer Präpariernadel fein zerzupft, mit Wasser überschichtet und durchmustert.

Alle aufgefundenen Helminthen wurden bis zu ihrer endgültigen diagnostischen Abklärung in mit Ethanol (70 %) gefüllten Eppendorffhütchen (2,5 ml) oder Plastikgefäßen (12 bis 25 ml) aufbewahrt.

3.2.2 Weiterführende Untersuchungen

Die systematische Einordnung der Endoparasiten erfolgte unter einem Lichtmikroskop von LEICA DMLB bei einer Vergrößerung von 1:10 bis 1:100. Bevor eine lichtmikroskopische Begutachtung erfolgte, wurden alle vorgefundenen Nematoden, Trematoden, Zestoden und Akanthozephalen 10 bis 20 Minuten mit Lactophenol aufgehellt, da sich die morphologischen Strukturen so besser lichtmikroskopisch darstellen lassen (ROMEIS 1948, REICHENOW et al. 1952). Mit Hilfe der Leica Bildanalyse-Software (Quantimet 500 Qwin, Leica Microsystems, Bernshaim, BRD) wurden die nachgewiesenen Parasiten dokumentiert.

Am Institut für Pathologie der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig (Direktor: Prof. Dr. H.-A. Schoon) wurde ein Dünndarmsegment kranial des Meckelschen Divertikels eines Kormorans und eine massiv mit *Renicola lari* befallene Niere der Silbermöwe histopathologisch untersucht.

3.3 Quantifizierung, Vermessung und Dokumentierung der gefundenen Parasiten

Zur Ermittlung der Befallsintensität erfolgte das Auszählen der aufgefundenen Würmer. Lag die BI über 100 Exemplare je Vogel, erfolgte die Ermittlung mit Hilfe einer Verdünnung. Dazu wurde der Inhalt des Standzylinders mit Leitungswasser auf 500 ml aufgefüllt. Mit Hilfe einer Aquariumpumpe wurde stetig Luft in den Standzylinder eingebracht, um eine gleichmäßige Verteilung des Inhalts herbeizuführen. Mittels einer Pipette (20 ml) wurden nun 50 ml entnommen, die darin befindlichen Parasiten in einer Glaspetrischale ausgezählt und auf das Gesamtvolumen zurückgerechnet. Nach der Konservierung der Parasiten in 70 %-igem Ethanol wurden diese mit Hilfe einer Leica Bildanalyse-Software (Quantimet 500 Qwin, Leica Microsystems, Bernshaim, BRD) oder unter dem Lichtmikroskop mittels eines Okularmikrometers vermessen. Die Längenmessung des entsprechenden Körperabschnittes erfolgte stets entlang der Längsachse. Die Breitenmessung der Körperabschnitte und Organe erfolgte an der Stelle der größten Breite. Die Breitenmessung der Nematoden wurde am Kopfbereich und der Vulva bzw. an der Stelle des größten Durchmessers und in Höhe des Anus durchgeführt. Die Ergebnisse sind im Anhang H dokumentiert. In einigen Arten konnten auf Grund des schlechten Zustandes der aufgefundenen Exemplare nicht alle morphologischen Parameter an jedem Exemplar bestimmt werden. Deshalb wird im Anhang H auch angegeben, wie viele Organe eindeutig bestimmbar waren.

Die in Tabelle 7 aufgeführte Bestimmungsliteratur wurde zur taxonomischen Einordnung genutzt.

Tabelle 7: Übersicht über die verwendete Bestimmungsliteratur

<u>Nematoden</u>	<u>BARUŠ et al. (1978)</u>
• <i>Baruscapillaria</i> spp.	zusätzlich MORAVEC et al. (1994), FRANTOVA (2001)
• <i>Eucoleus contortus</i>	zusätzlich FRANTOVÁ (2001)
<u>Trematoden</u>	<u>YAMAGUTI (1958), SONIN (1985, 1986)</u>
• <i>Paryphostomum radiatum</i>	zusätzlich KOSTADINOVA et al. (2002)
• <i>Petasiger exaeretus</i>	} zusätzlich NAŠINCOVÁ et al. (1994)
• <i>Petasiger phalacrocoracis</i>	
<u>Familie Strigeidae</u>	zusätzlich DUBOIS (1938)
• <i>Diplostomum pseudospathaceum</i>	zusätzlich NIEWIADOMSKA (1984)
<u>Zestoden</u>	<u>RYZHIKOV et al. (1985), KHALIL (1994)</u>
<u>Acanthocephala</u>	<u>RYZHIKOV et al. (1985)</u>

3.4 Biostatistische Auswertung

Zur Darstellung der Ergebnisse dieser Arbeit wurden vor allem die Methoden der deskriptiven Statistik, aber auch der analytischen Statistik angewendet. In diesem Sinne wurde mit dem Statistikprogramm SPSS für Windows 11.5 und 14.0 der Firma SPSS Inc. (Chicago, Illinois, USA) gearbeitet. Zunächst erfolgte die Auflistung aller Daten jeder Vogelart in der Reihenfolge ihres Auftretens sowie der Daten morphologischer Merkmale der Helminthen in je einem Protokoll. Der Schwerpunkt der Auswertung lag auf folgenden Faktoren:

1. Körpermasse der Vögel
2. Analyse des Mageninhaltes
3. Befallsextensität
4. Befallsintensität
5. Morphologie nachgewiesener Endohelminthen.

Als Einflussfaktoren interessierten das Untersuchungsjahr, die Untersuchungsregion und in Einzelfällen der Herkunftsort der Vögel sowie die Jahreszeit, in der die Vögel abgeschossen wurden. In diesem Sinne wurden Häufigkeitstabellen erstellt. Sofern mindestens fünf Werte vorlagen, wurden folgende Lage- und Streuungsparameter errechnet:

- arithmetisches Mittel und Median
- Erstes und Drittes Quartil
- Kleinster Wert (Minimum, x_{\min}) und größter Wert (Maximum, x_{\max}).

Zur übersichtlichen Darstellung der Ergebnisse wurden neben Tabellen gruppierte Balkendiagramme und Box-Whisker-Plots verwendet.

Während das Ziel der deskriptiven Statistik eine übersichtliche Darstellung ist, hat die analytische Statistik zum Ziel, allgemeine Gesetzmäßigkeiten aufzudecken. Für gewöhnlich lagen metrische nicht normal verteilte Daten vor. Deshalb wurde zum Vergleich relativer Häufigkeiten, wie der Prävalenz zweier Untersuchungsgruppen, der Vierfelder- χ^2 -Test angewendet. Für kleine Stichprobenmengen kam der exakte Test nach Fischer zum Einsatz. Beim Vergleich der Mittelwerte zweier unabhängiger Stichproben kam ebenfalls auf Grund der fehlenden Normalverteilung der verteilungsunabhängige U-Test nach Wilcoxon, Mann und Whitney zum Einsatz (SACHS 1999).

Die Signifikanzniveaus wurden wie folgt bewertet:	$\alpha > 0,05$	nicht signifikant
	$\alpha < 0,05$	signifikant
	$\alpha < 0,01$	hoch signifikant
	$\alpha < 0,001$	höchst signifikant.

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse zur Biologie der untersuchten Vögel

Die Gruppengrößen bezogen auf die Untersuchungsmonate und –orte schwankten sowohl beim Graureiher als auch beim Kormoran erheblich. Deshalb wurden die Gruppen in Jahreszeiten (Tabelle 8, Tabelle 9) und in die Regionen Ost- und Westsachsen zusammengefasst (Tabelle 6, S.40). So gelangten 19 (41,3 %) Graureiher aus Westsachsen und 27 (58,7 %) Graureiher aus Ostsachsen zur Untersuchung. Jeweils vier (8,7 %) Graureiher stammten aus den Winter- und Frühlingsmonaten und jeweils 19 (41,3 %) aus den Sommer- und Herbstmonaten. Bei drei Kormoranen, die mittels Etikett am Ständer gekennzeichnet wurden, war die Beschriftung des Abschussdatums auf Grund von Verschmutzung nicht mehr nachvollziehbar. Darum konnten in die biostatistische Auswertung der Kormorane und ihrer Parasiten hinsichtlich der Jahreszeiten nur 93 Tiere einbezogen werden (Tabelle 9). Von ihnen kamen 32 (34,4 %) aus Westsachsen und 61 (65,6 %) aus Ostsachsen. Während im Frühling lediglich ein (1,1 %) Kormoran zur Verfügung stand, konnten in den Sommermonaten 61 (65,6 %) und im Herbst 31 (33,3 %) Kormorane beprobt werden. Der statistische Vergleich von Altersgruppen war nicht möglich, da überproportional viele Jungvögel zur Untersuchung gelangten.

Tabelle 8: Jahreszeitliche Verteilung der Graureiher

Monate	Jahreszeit	Geschlecht			Gesamt
		männlich	weiblich	nicht bestimmt	
März bis Mai	Frühling	1	2	1	4 (8,7 %)
Juni bis August	Sommer	15	1	3	19 (41,3 %)
September bis November	Herbst	13	4	2	19 (41,3 %)
Dezember	Winter	3	1	0	4 (8,7 %)
Gesamt		32 (69,6 %)	8 (17,4 %)	6 (13,0 %)	46 (100 %)

Tabelle 9: Jahreszeitliche Verteilung der Kormorane

Monate	Jahreszeit	Geschlecht			Gesamt
		männlich	weiblich	nicht bestimmt	
März bis Mitte Juni	Frühling	0	0	1	1 (1,1 %)
Mitte Juni bis Mitte September	Sommer	39	18	4	61 (65,6 %)
Mitte September bis Mitte Dezember	Herbst	20	9	2	31 (33,3 %)
Gesamt		59 (54,9 %)	27 (25,1 %)	7 (6,5 %)	93 (100 %)

4.1.1 Graureiher

4.1.1.1 Körpermasse

Von den 46 untersuchten Graureihern lagen 41 vollständig vor. Bei insgesamt sechs Graureihern konnte das Geschlecht durch autolytische Prozesse nicht eindeutig ermittelt werden, so dass 36 Graureiher zur statischen Auswertung der Körpermasse herangezogen werden konnten. Die Körpermasse schwankte zwischen 1,4 kg und 2,1 kg. Das arithmetische Mittel lag bei 1,7 kg (Median 1,75 kg). Dabei zeigte sich tendenziell sowohl eine Geschlechtsabhängigkeit als auch ein Einfluss der Jahreszeit auf die Körpermasse, der sich jedoch nicht als signifikant erwies. Die Körpermasse wurde in Abhängigkeit von Geschlecht und Region in Abbildung 4 dargestellt.

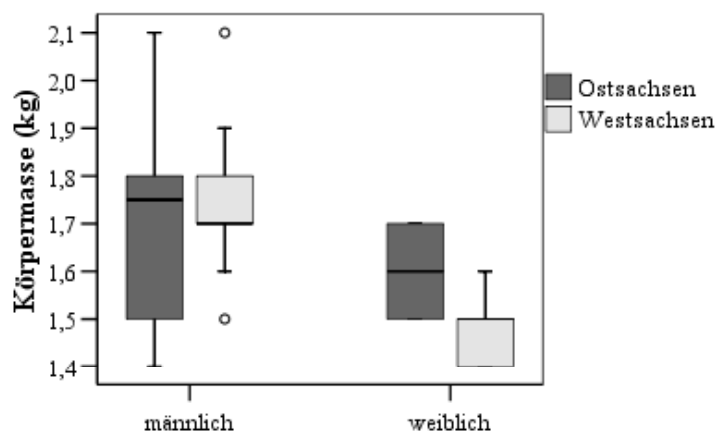


Abbildung 4: Körpermasse männlicher und weiblicher Graureiher (n=36)

4.1.1.2 Analyse des Mageninhalts

Von den 46 zur Untersuchung gelangten Graureihern konnten in 25 (54,3 %) Tieren Nahrungsbestandteile nachgewiesen werden. Dabei handelte es sich zum größten Teil (60 %) um verschiedenartige Fische. In acht Graureihern (32,0 %) befanden sich Speisekarpfen im Mageninhalt, was einem Anteil von 53,3 % unter den erbeuteten Fischen entsprach. Ergänzt wurde das Nahrungsspektrum sächsischer Graureiher durch Insekten, Kleinsäuger und Pflanzen. Die Verteilung wird in Tabelle 10 dargestellt. Obwohl Pflanzenbestandteile numerisch häufiger nachgewiesen werden konnten als Kleinsäuger, war ihr Anteil an der Gesamtmenge des Mageninhaltes sehr gering.

Tabelle 10: Anteile der Nahrungsbestandteile (Mehrfachnennung möglich)

Mageninhalt	Anzahl der Graureiher	Anteil bezogen auf die 25 Graureiher mit gefülltem Magen in %	Anteil bezogen auf die Gesamtzahl untersuchter Graureiher (46) in %
Fische	15	60,0	32,6
Karpfen	8	32,0	17,4
Insekten	6	24,0	13,0
Pflanzenteile	3	12,0	6,5
Säuger	2	8,0	4,3

4.1.2 Silberreiher

Im Winter 2004/05 gelangte ein im Raum Leipzig tot aufgefundener Silberreiher zur parasitologischen Untersuchung. Es handelte sich dabei um einen männlichen Vogel mit einer Masse von 1450 g. In Drüsen- und Muskelmagen konnten neben einem Gewölle drei Fische mit einer Körperlänge von 3,7 cm und ein Fisch mit einer Körperlänge von 15 cm nachgewiesen werden. Die gesamte Masse des Mageninhaltes betrug 60 g.

4.1.3 Kormoran

4.1.3.1 Körpermasse

Von den 96 untersuchten Kormoranen gelangten sieben Tierkörper nicht vollständig zur Untersuchung. Bei acht Tieren konnte, durch autolytische Prozesse bedingt, das Geschlecht nicht eindeutig bestimmt werden, so dass 86 Kormorane in die Auswertung der Körpermasse eingingen (Abbildung 5). Die Körpermasse schwankte zwischen 1,6 kg und 3,1 kg um ein arithmetisches Mittel von 2,3 kg. Männliche Kormorane waren mit 2,4 kg gegenüber den weiblichen Tieren (2,1 kg) signifikant schwerer. Ebenso zeigte sich eine jahreszeitlich bedingte Zunahme der Körpermasse um 0,1 kg vom Sommer (2,2 kg) zum Herbst. Zwischen den Untersuchungsjahren und -regionen bestanden dagegen keine erkennbaren Unterschiede.

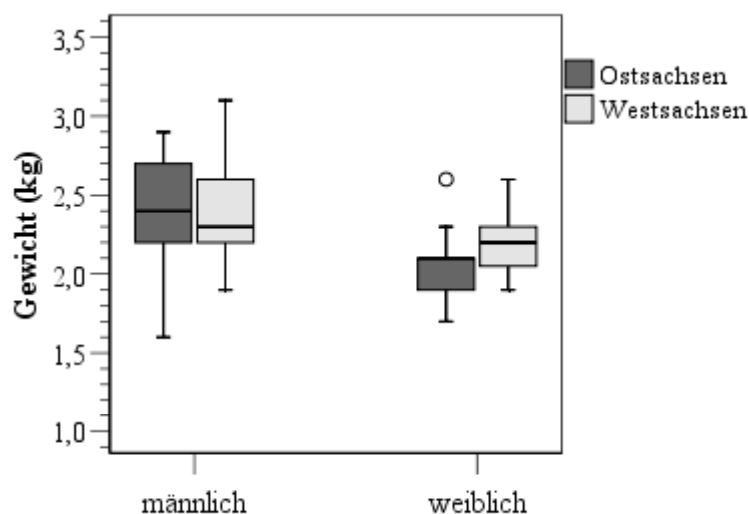


Abbildung 5: Abhängigkeit der Körpermasse des Kormorans vom Geschlecht (n=86)

4.1.3.2 Analyse des Mageninhaltes

Im Magen von 42 Kormoranen (45,2 %) konnten verschiedene Fische nachgewiesen werden. Der Nahrungsbedarf wurde zu einem Gewichtsanteil von 63,6 % durch Spiegelkarpfen gedeckt. Ein Kormoran hatte 440 g Fisch gefressen. Dies stellt jedoch eine Ausnahme dar (Abbildung 7). Zudem konnten in diesem Vogel keine Karpfen nachgewiesen werden. Durchschnittlich betrug die Gesamtmasse aufgefundener Fische im Mageninhalt 156 g (Median 145 g). Die Masse gefressener Spiegelkarpfen machte durchschnittlich 161 g (Median 154 g) aus. Ein

Kormoran hatte im Magen Spiegelkarpfen mit einer Gesamtmasse von 396 g aufzuweisen. Dies war wiederum nur ein Einzelfall (Abbildung 6). Einzelheiten sind im Anhang F9 tabellarisch dargestellt.

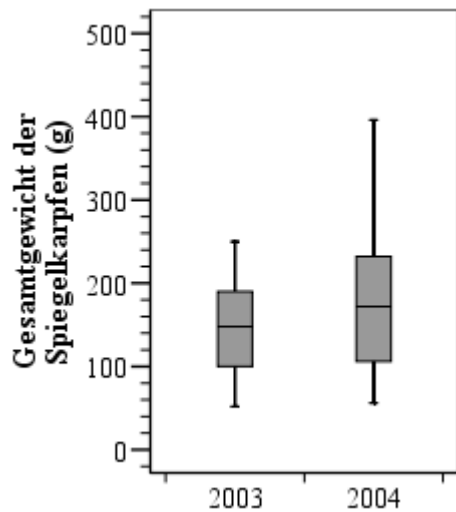


Abbildung 6: Gesamtgewicht der Spiegelkarpfen im Mageninhalt

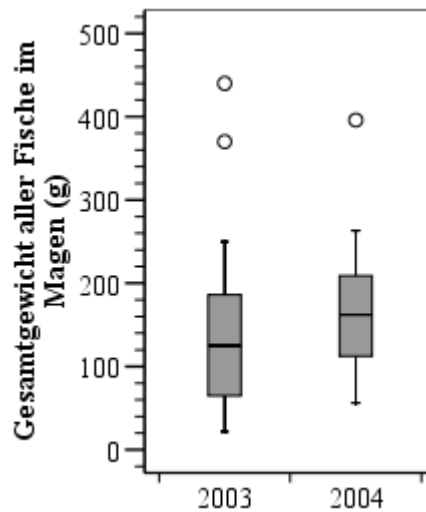


Abbildung 7: Gesamtgewicht aller Fische im Mageninhalt

4.1.4 Silbermöwe

Im Winter 2004/05 wurde eine Silbermöwe im Raum Leipzig tot aufgefunden und in die parasitologische Untersuchung einbezogen. Das Geschlecht des Tieres war nicht eindeutig bestimmbar. Die Masse betrug 1380 g, wobei sowohl in der Unterhaut als auch im Gekröse des Darmes große Mengen an Fett gespeichert waren. Der Magen war leer.

4.2 Ergebnisse zur Helminthenfauna der untersuchten Vögel

Bei 42 (91,3 %) der 46 untersuchten Graureiher konnten Helminthen nachgewiesen werden. In 33 (71,7 %) Tieren lag dabei eine Infektion mit mehr als einer Parasitenart vor. Insgesamt konnten eine Zestodenart, fünf Nematodenarten und sieben Trematodenarten nachgewiesen werden.

Alle 93 untersuchten Kormorane wiesen einen Helminthenbefall auf. Davon waren 91 Kormorane (97,8 %) mit mehr als zwei verschiedenen Arten infiziert. Ein Kormoran zeigte einen Befall mit elf Helminthenarten. Insgesamt konnten zwei Zestodenarten, sieben Trematodenarten, sechs Nematodenarten/-gattungen und zwei Kratzerarten/-gattungen festgestellt werden.

Die zur Identifizierung der Helminthen erhobenen Messdaten der morphologischen Merkmale sind im Anhang G tabellarisch aufgelistet.

4.2.1 Zestoden

Im gesamten Untersuchungsmaterial konnten Vertreter aus zwei Familien (Gryporhynchidae, Dilepididae) der Ordnung Cyclophyllida und einer Familie (Ligulidae) der Ordnung Pseudophyllida nachgewiesen werden.

4.2.1.1 Gryporhynchidae

Aus der Familie der Gryporhynchidae konnten die Arten *Paradilepis scolecina* (Abbildung 10 bis 12) und *Neogryporhynchus cheilancristrotus* (Abbildung 15) im Untersuchungsmaterial nachgewiesen werden.

Paradilepis scolecina (Rudolphi, 1819) Hsu, 1935

Befallsextensität

In insgesamt 80 (86 %) der untersuchten 93 Kormorane konnte *P. scolecina* (Abbildung 10 bis 12) nachgewiesen werden. Innerhalb der beiden Untersuchungsjahre lag ein signifikanter Anstieg der Befallsextensität von 72,7 % auf 98,0 % vor (Anhang G6). Zwischen den Regionen Ost- und Westsachsen zeigten sich keine signifikanten Unterschiede (Abbildung 8).

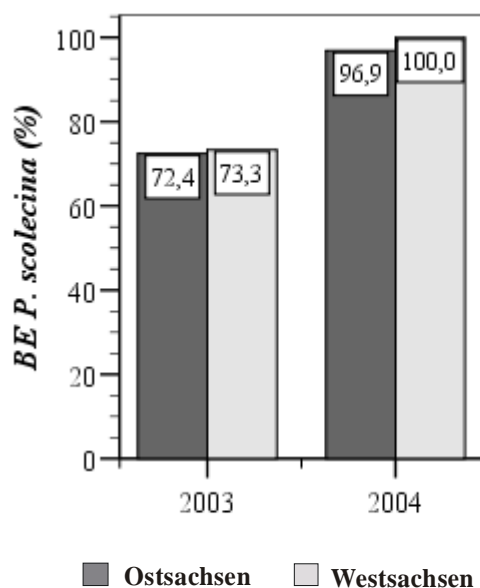


Abbildung 8: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit *P. scolecina*

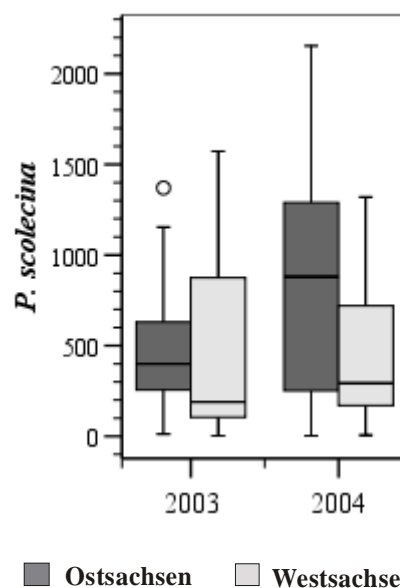


Abbildung 9: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. scolecina*

Befallsintensität

Die BI sächsischer Kormorane mit *P. scolecina* schwankte zwischen zwei und 2150 Exemplaren, wobei mittlere bis sehr hohe Werte überwogen. Der Median betrug 442 Exemplare je Kormoran. Auffällig waren dabei die scheinbar höheren BI im Untersuchungsjahr 2004 (641 Exemplare gegenüber 386 Exemplaren 2003) und die stets niedrigere BI der Kormorane Westsachsens (271 Exemplare gegenüber 560 Exemplaren in Ostsachsen) (Abbildung 9, Anhang G7). Der regionale Unterschied war signifikant.



Abbildung 10: Skolex von *P. scolecina*



Abbildung 11: Hakenkrone von *P. scolecina*

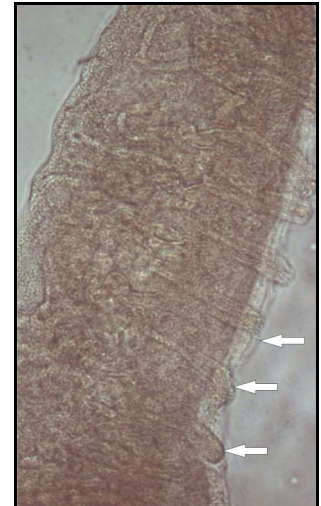


Abbildung 12: Strobila mit unilateral gelegene Zirren (←)

Neogryporhynchus cheilancristrotus (Wedl, 1855) Baer & Bona, 1960

Befallsextenstität

Unter den 46 untersuchten Graureiher wiesen 31 (70 %) der einen Befall mit *N. cheilancristrotus* (Abbildung 15) auf. Die Prävalenz stieg innerhalb der Untersuchungsjahre von 46 % auf 80 % (Anhang G3). Der Unterschied war signifikant. Außerdem deutete sich ein Ost-West-Gefälle an (Abbildung 13). Waren in Westsachsen insgesamt 58 % der Graureiher mit *N. cheilancristrotus* infiziert, so erreichte die Befallsextenstität in Ostsachsen insgesamt 78 % (Anhang G 4). Dieser Unterschied ließ sich jedoch nicht statistisch absichern.

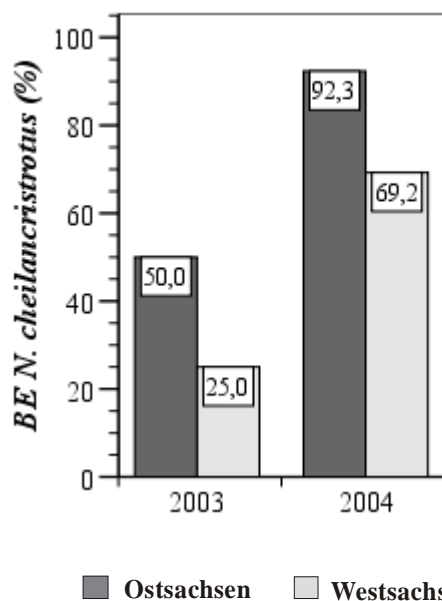


Abbildung 13: Befallsextenstität sächsischer Graureiher mit *N. cheilancristrotus*

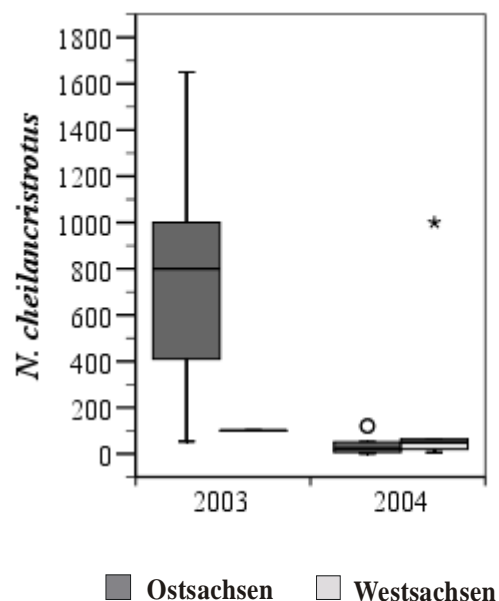


Abbildung 14: Befallsintensität sächsischer Graureiher mit *N. cheilancristrotus*

Befallsintensität

Obwohl Befallsmaxima von 1000 (2004) und 1650 (2003) erreicht wurden, dominierten, wie Abbildung 14 zeigt, mittlere Befallsintensitäten mit einem Median um 50 *N. cheilancristrotus* je Vogel. Die BI lag 2003 höchst signifikant über der des Folgejahres (Abbildung 14, Anhang G5).



Abbildung 15: Skolex von *N. cheilancristrotus*

4.2.1.2 Dilepididae

Aus den Dilepididae konnte die Art *Echinocotyle verschureni* (Baer, 1959) mit 90 Individuen in der untersuchten Silbermöwe diagnostiziert werden (Abbildungen 16 bis 18).

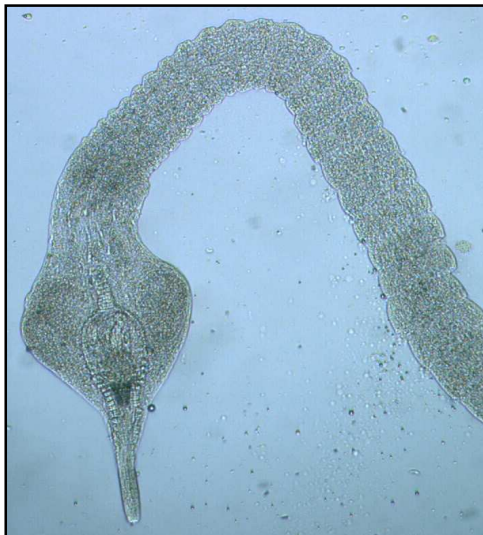


Abbildung 16: *E. verschureni*



Abbildung 17: Hakenkronen

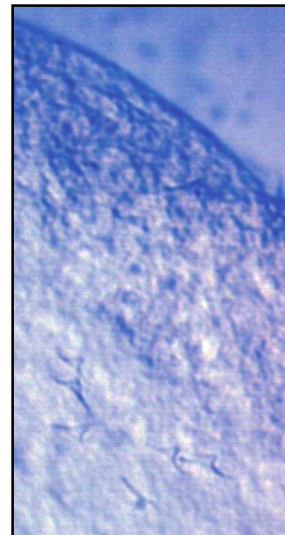


Abbildung 18: Dornen der Bothrie

4.2.1.3 Ligulidae

Vereinzelt, in 7,5 % der Fälle, konnte in den untersuchten Kormoranen *Ligula intestinalis* (Linnaeus, 1758) mit einer BI von ein bis zwei Individuen je Vogel nachgewiesen werden. Dabei bestanden weder in der Befallsextensität noch in der BI signifikante Unterschiede zwischen den untersuchten Regionen und Untersuchungsjahren (Abbildung 19, Abbildung 20).

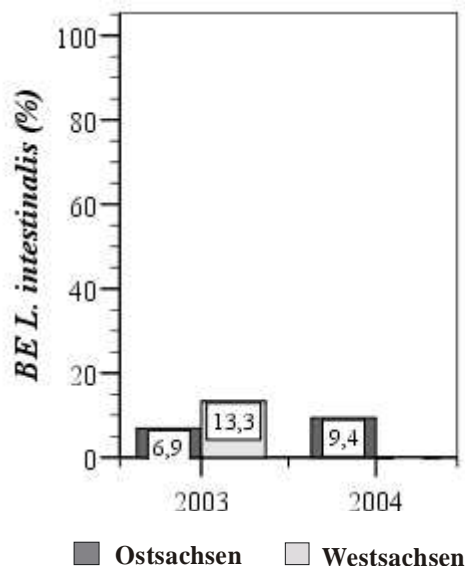


Abbildung 19: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit *L. intestinalis*

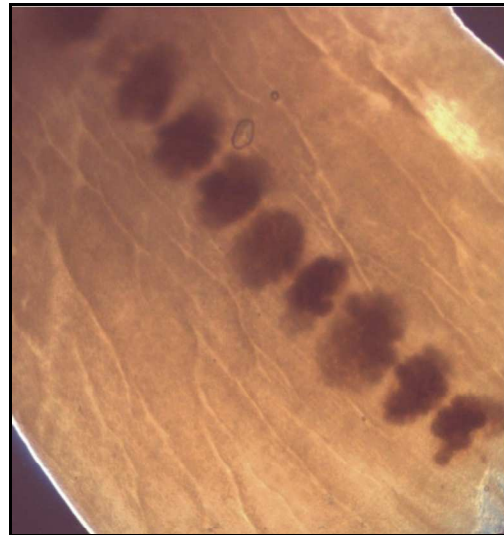


Abbildung 20: Strobila von *L. intestinalis* mit Genitalkomplexen

4.2.2 Trematoden

Im gesamten Untersuchungsmaterial konnten 16 Trematodenarten/-gattungen aus den neun Familien Clinostomidae (Clinostomida), Echinostomatidae (Fasciolida), Opisthorchiidae und Heterophyidae (Opisthorchiida), Rencolidae (Rencolidida), Bilharziellidae (Schistosomatida) Cyathocotylidae, Diplostomidae und Strigeididae (Strigeidida) nachgewiesen werden.

4.2.2.1 Opisthorchiidae

Sowohl in Kormoran und Graureiher als auch in der Silbermöwe konnte die Art *Metorchis xanthosomus* (Creplin, 1846) nachgewiesen werden.

Befallsextensität

Im Jahr 2003 konnte *M. xanthosomus* nur in vier Kormoranen (9,1 %) der Teichwirtschaften Grüngräbchen, Guttau/Niedergurig und Kleinbeucha nachgewiesen werden. Im Folgejahr waren 19 (46,3 %) der Kormorane aller untersuchten Teichwirtschaften, mit Ausnahme von Petershain, mit diesem Trematoden infiziert (Anhang G10). Der Anstieg der Prävalenz erwies sich als höchst signifikant. Zwischen Ost- und Westsachsen zeigten sich keine signifikanten Unterschiede (

Abbildung 21, Anhang G10).

Auch in der Silbermöwe sowie einem im Herbst 2004 untersuchten männlichen Graureiher aus der Teichwirtschaft Kreba konnte jeweils ein Exemplar von *M. xanthosomus* nachgewiesen werden.

Befallsintensität

Das Maximum der BI mit *M. xanthosomus* erreichte ein Kormoran aus Grüngräbchen, dessen Leber 20 Exemplare beherbergte. Ansonsten blieb sie eher gering und betrug im Median vier *M. xanthosomus* je Kormoran (Anhang G11). Es konnten keine Unterschiede zwischen den Untersuchungsjahren und -regionen festgestellt werden.

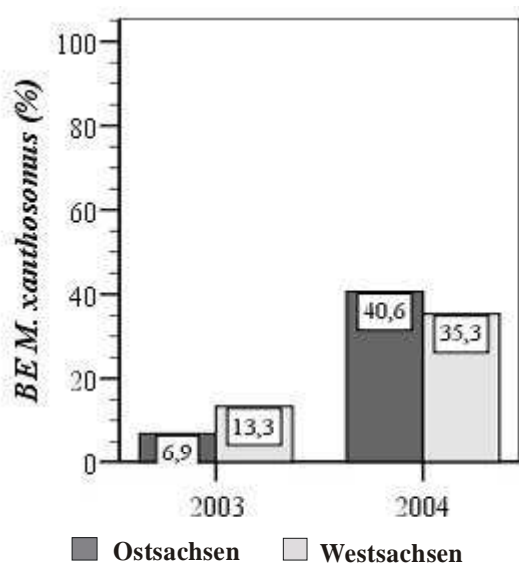


Abbildung 21: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *M. xanthosomus*

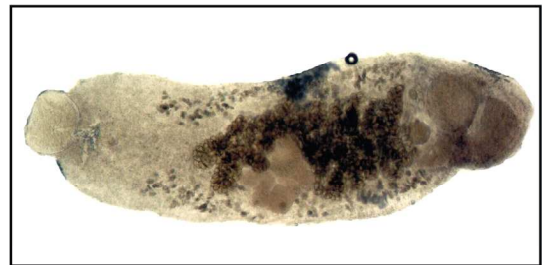


Abbildung 22: *M. xanthosomus*

Sonstige Befunde

In einigen Kormorane wurden verdickte Gallenblasenwände oder ein hoher Füllzustand der Gallenblase beobachtet. Es konnte jedoch kein Zusammenhang zum Befall mit *M. xanthosomus* hergestellt werden.

4.2.2.2 Heterophyidae

Im Dünndarm der Silbermöwe fanden sich 225 *Apophallus mühlingi* (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909 (Abbildung 23).

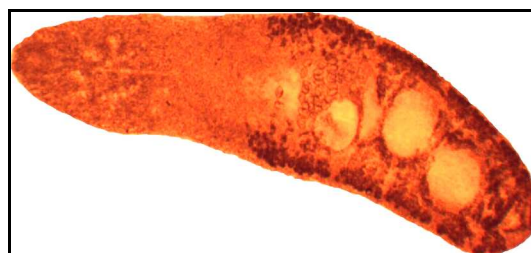


Abbildung 23: *A. mühlingi*

4.2.2.3 Strigeidae

Aus der Familie Strigeidae konnte *Apharyngostrigea cornu* (Zeder, 1800) Ciurea, 1927 im Graureiher nachgewiesen werden (Abbildung 24, Abbildung 25).



Abbildung 24: *A. cornu*



Abbildung 25: Vorderkörper von *A. cornu*
 ➔ Azetabulum; ➔ Mundsaugnapf

Befallsextensität

Von den Graureihern wiesen 32 (70 %) eine Infektion mit *A. cornu* auf. Die BE stieg in den Untersuchungsjahren tendenziell von insgesamt 61,5 % auf 72,7 % an. Dieser Unterschied war jedoch nicht signifikant. Graureiher aus Ost- und Westsachsen waren gleichermaßen befallen (Abbildung 26, Anhang G9).

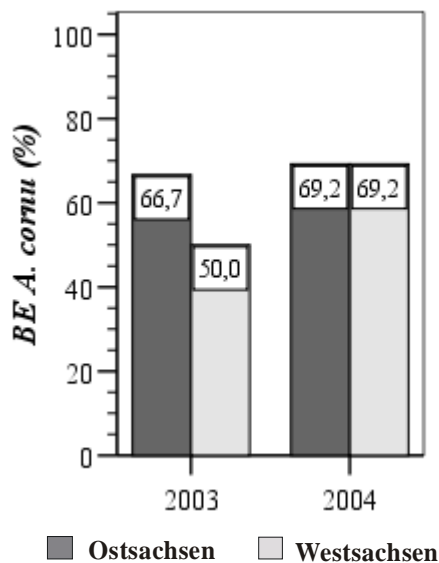


Abbildung 26: Befallsextensität der sächsischen Graureiher mit *A. cornu*

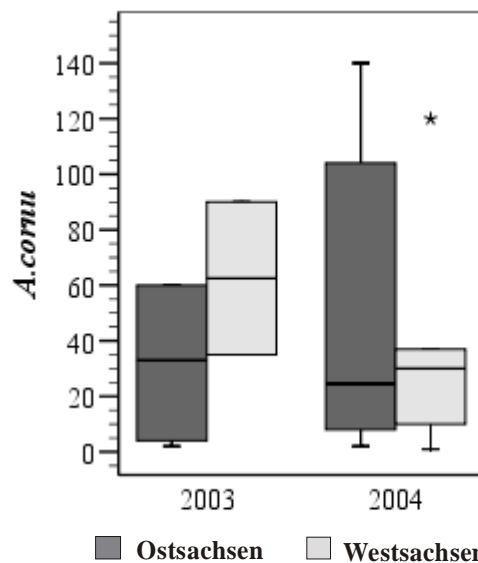


Abbildung 27: Befallsintensität der sächsischen Graureiher mit *A. cornu* (Ausschnitt)

Befallsintensität

Der Median der BI betrug insgesamt 33 *A. cornu* je Graureiher. Das Befallsmaximum lag bei 320 Individuen (außerhalb des Bildausschnittes) (Abbildung 27, Anhang G12). Die in Abbildung 27 dargestellten Unterschiede für Untersuchungsregion und Untersuchungsjahr ließen sich statistisch nicht erhärten.

4.2.2.4 Diplostomidae

Diplostomum sp.

In einem männlichen Graureiher aus der Teichwirtschaft Kleinbeucha konnten in den Wintermonaten 2004 18 Vertreter einer nicht weiter differenzierbaren *Diplostomum*-Art nachgewiesen werden. Die Größen der ausgemessenen Organe sind im Anhang F.4 aufgeführt.

Diplostomum pseudospathaceum (Rudolphi, 1819) Braun, 1893

In der Silbermöwe konnten 109 Trematoden der Gattung *Diplostomum* nachgewiesen werden. Mit sehr hoher Wahrscheinlichkeit handelt es sich um die europäische Art *D. pseudospathaceum* (Abbildung 28).

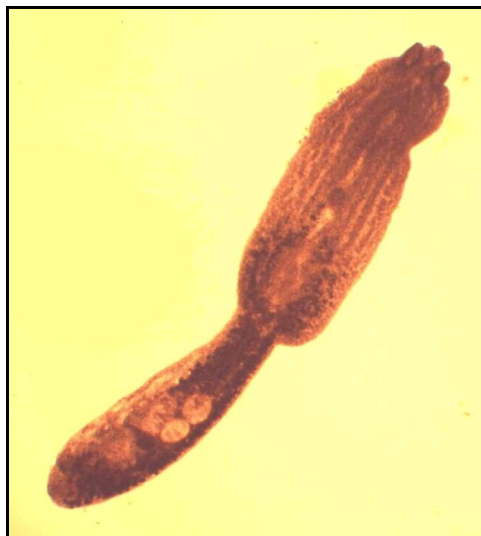


Abbildung 28: *D. pseudospathaceum*

Hysteromorpha triloba (Rudolphi, 1819)

Befallsexintensität

Konnte *H. triloba* (Abbildung 31) im Jahr 2003 nur in acht (18,2 %) Kormoranen der Teichwirtschaften Grüngräbchen und Kleinbeucha nachgewiesen werden, gelang der Nachweis im folgenden Untersuchungsjahr in allen Teichwirtschaften in 83,7 % der Kormorane (Anhang G10). Der Anstieg konnte als höchst signifikant gesichert werden. Etwa die Hälfte aller untersuchten Kormorane (52,7 %) war infiziert. Wie Abbildung 29 zeigt, konnten keine Unterschiede in der Prävalenz zwischen den Untersuchungsregionen festgestellt werden.

Befallsintensität

Abbildung 30 stellt die BI sächsischer Kormorane mit *H. triloba* dar. Trotz einer maximalen BI von 205 Exemplaren lag der Median lediglich bei 17 Exemplaren. Es ergaben sich keine Unterschiede zwischen den Untersuchungsjahren und -regionen (Abbildung 30, Anhang G13).

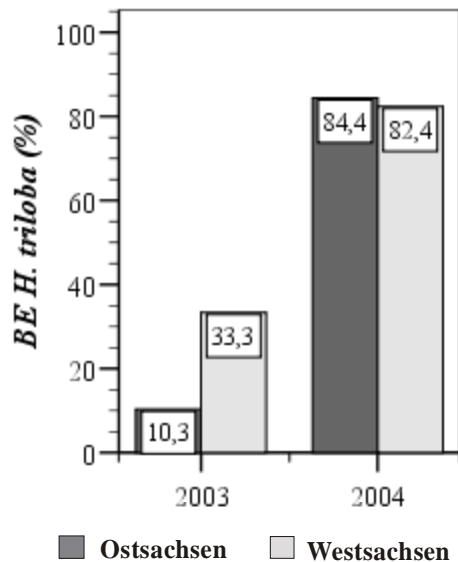


Abbildung 29: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit *H. triloba*

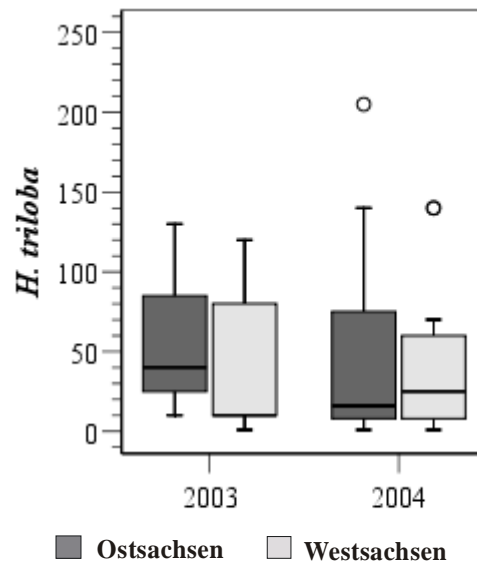


Abbildung 30: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *H. triloba*

Der Nachweis von *H. triloba* gelang außerdem in je einem männlichen Graureiher der Teichwirtschaften Kleinbeucha und Kreba während der Sommer und Herbstmonate des Untersuchungsjahres 2003 mit einer BI von einem und zehn Exemplaren.

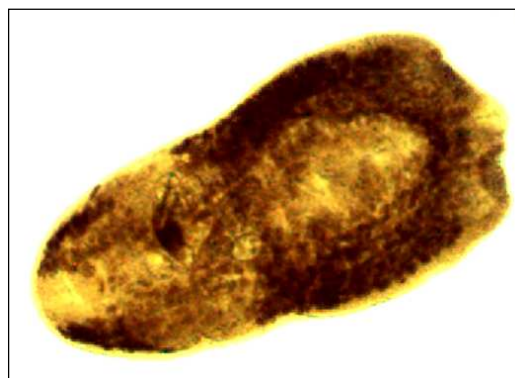


Abbildung 31: *H. triloba*

***Posthodiplostomum cuticola* DUBOIS, 1936 (v. NORDMANN, 1832)**

In insgesamt lediglich fünf (10,9 %) Graureihern der Teichwirtschaften Kleinbeucha (16 %), Gutttau/ Niedergurig (n=1, 100 %) und Kreba (4,5 %) konnte *P. cuticola* (Abbildung 32) nachgewiesen werden. Davon waren ein (9,1 %) Graureiher im ersten Untersuchungsjahr und vier (12,1 %) im Folgejahr infiziert (Anhang G9). Die BI schwankte zwischen 10 und 176 Exemplaren, der Median lag bei 30 Exemplaren. Innerhalb der Untersuchungsregionen und -jahre ergaben sich keine signifikanten Unterschiede der Prävalenz und Befallsintensität.



Abbildung 32: *P. cuticola*

***Tylodelphis excavata* (Rudolphi, 1803) Szidat, 1935**

Der Nachweis für *T. excavata* (Abbildung 33) gelang im Herbst 2004 in zwei und im Winter 2004 in drei Graureihern (10,9 %) (Anhang G9). Vier Graureiher stammten aus der Teichwirtschaft Kleinbeucha und waren mit einer BI zwischen 18 und 44 Exemplaren befallen. Ein Graureiher der Teichwirtschaft Grüngräbchen beherbergte zehn Exemplare. So ergab sich ein Median der BI aller mit *T. excavata* befallenen Tiere von 22.



Abbildung 33: *T. excavata*

4.2.2.5 Cyathocotyliidae

Ausschließlich im Jahr 2004 konnte *Holostephanus dubinini* Szidat, 1936 aus der Familie Cyathocotyliidae als Parasit des Kormorans bestätigt werden. Insgesamt sieben Kormorane (14,9 %) der Teichwirtschaften Kleinbeucha (n=5, 29,4 %), Petershain (n=1, 100 %) und Grüngräbchen (n=1, 6,3 %) waren infiziert. Kormorane Westsachsens (29,4 %) waren somit signifikant häufiger befallen als jene Ostsachsens (6,3 %) (Abbildung 34 und 35, Anhang G10). Die BI schwankte zwischen einem und 92 Exemplaren (Kleinbeucha). Im Mittel betrug sie 21, der Median lag bei eins.

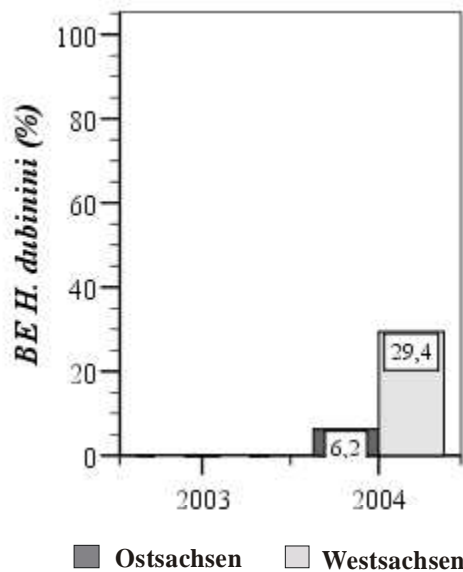


Abbildung 34: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *H. dubinini*

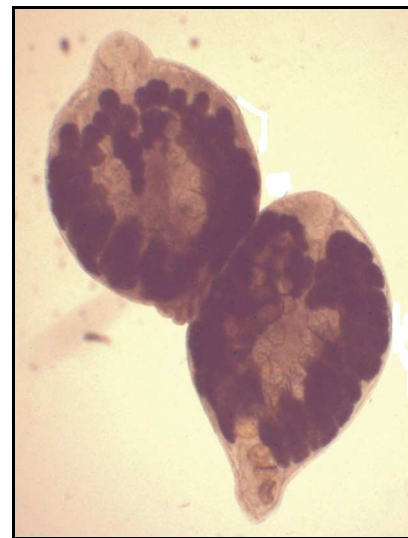


Abbildung 35: *H. dubinini*

4.2.2.6 Renicolidae

Aus der Familie Renicolidae konnten 316 *Renicola lari* Timon-David, 1933 in den Nieren der untersuchten Silbermöwe nachgewiesen werden. Sie verursachten eine multifokale, mittelgradig lymphoplasmazelluläre, teils nekrotisierende interstitielle Nephritis und eine multifokale mittel- bis hochgradige granulomatöse Nephritis mit demarkierender Entzündung (Kapselbildung) (Institut für Pathologie, VMF Leipzig, Leiter Prof. Dr. Schoon).

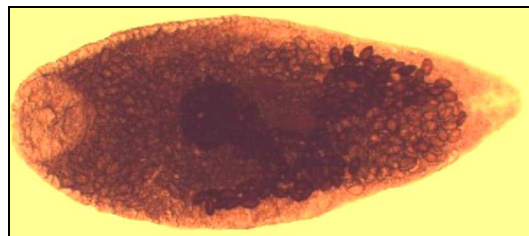


Abbildung 36: *R. lari*

4.2.2.7 Echinostomatidae

Die Familie Echinostomatidae vertrat die Ordnung Echinostomata mit vier Arten aus den drei Gattungen *Echinoasmus*, *Paryphostomum* und *Petasiger* (Abbildung 37, 38, 39 und 44).



Abbildung 37: *P. exaeretus*

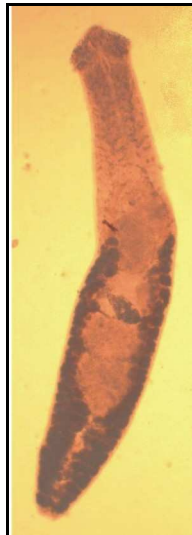


Abbildung 38:
P. phalacrocoracis



Abbildung 39: *E. belocephalus*

Echinoasmus belocephalus (Linstow, 1873)

Befallsextenstität

E. belocephalus konnte im Darm von insgesamt 30,4 % der untersuchten Graureiher festgestellt werden. Im Untersuchungszeitraum ist ein hoch signifikanter Anstieg der Prävalenz von 25 % (2003) auf 33,3 % (2004) zu verzeichnen, der im wesentlichen auf die starke Zunahme der BE in Westsachsen zurückzuführen ist (Abbildung 40). In Westsachsen (48 %) trat *E. belocephalus* signifikant häufiger auf als in Ostsachsen (19 %) (Anhang G9).

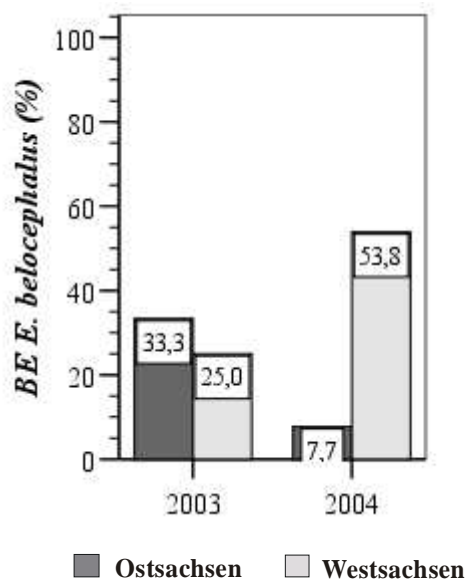


Abbildung 40: Befallsextenstität sächsischer Graureiher mit *E. belocephalus*

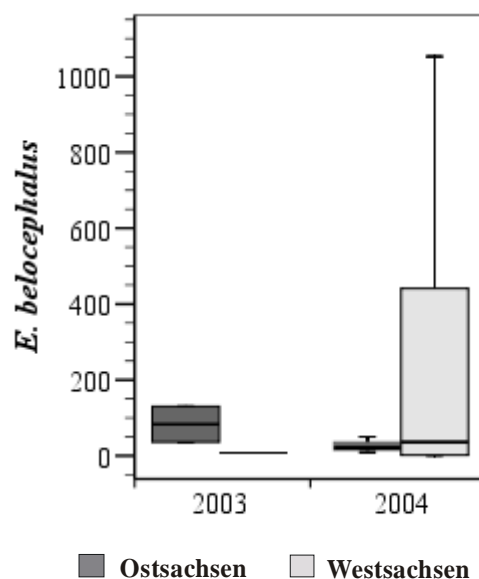


Abbildung 41: Befallsintensität sächsischer Graureiher mit *E. belocephalus*

Befallsintensität

Die BI unterlag sehr starken Schwankungen. Entgegen dem Befallsmaximum von bis zu 1053 (2004) Saugwürmer dieser Art in einem Tier, war der Median von 32 Exemplaren je Graureiher relativ gering (Abbildung 41, Anhang G14). Zwischen den Untersuchungsregionen und -jahren waren keine signifikanten Unterschiede festzustellen.

Paryphostomum radiatum (Dujardin, 1845)

Befallsextensität

P. radiatum zeigte eine mittlere bis sehr hohe Prävalenz (92,5 %) in den untersuchten Kormoranen. Dabei lag die Befallsextensität 2003 mit 88,6 % tendenziell unter der des folgenden Jahres mit 95,9 %. Auch waren Vögel aus Ostsachsen (93,4 %) tendenziell häufiger betroffen als aus Westsachsen (90,6 %) (Anhang G10). Die in Abbildung 42 dargestellten Unterschiede konnten nicht statistisch gesichert werden.

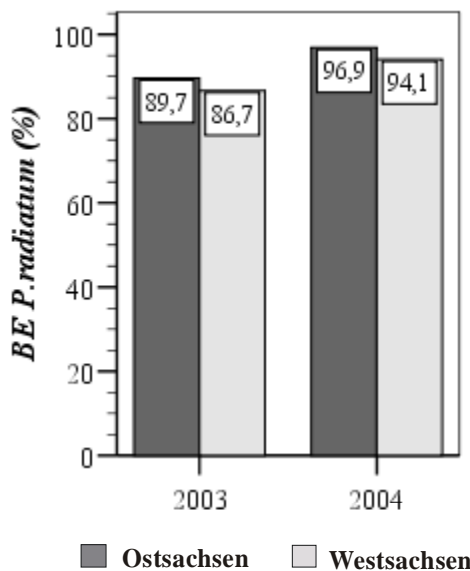


Abbildung 42: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit *P. radiatum*

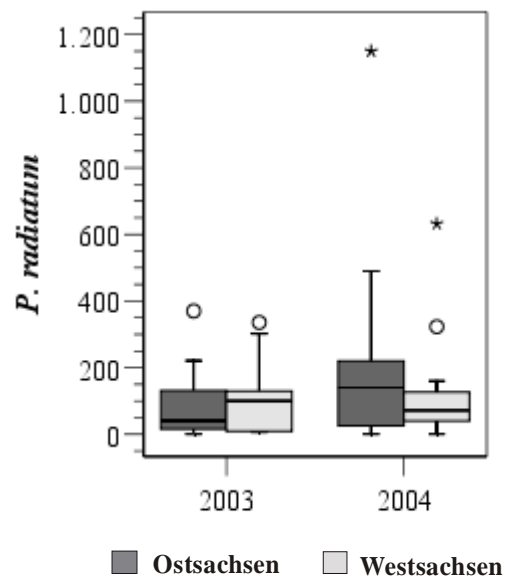


Abbildung 43: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. radiatum*

Befallsintensität

Die BI der Kormorane mit *P. radiatum* schwankte zwischen einem und 1150 Exemplaren. Der Median lag bei 67,0. Die BI war sowohl in den Untersuchungsjahren als auch den Regionen etwa konstant (Abbildung 43). Auf Grund extrem ungleichmäßiger Verteilung in Ostsachsen (Anhang G15) erreichte sie in Grüngräbchen und Uhyst signifikant höhere Werte (Median: 150 Exemplare) als in Kleinbeucha (Median: 80 Exemplare).

Auch in drei männlichen Graureihern ostsächsischer Teichwirtschaften konnte *P. radiatum* im Sommer und Herbst beider Untersuchungsjahre mit geringer Befallsextensität (7 %) nachgewiesen werden. Die BI betrug vier, 40 und 192 Exemplare.



Abbildung 44: *Paryphostomum radiatum*

Petasiger exaeretus Dietz, 1909

Befallsextensität

P. exaeretus konnte in insgesamt 45 (48,4 %) Kormoranen sowohl aus West- als auch Ostsachsen nachgewiesen werden. Zwischen den Untersuchungsgebieten konnte kein statistisch absicherbarer Unterschied festgestellt werden. Der Anstieg der BE von 2003 (22,7 %) zu 2004 (71,4 %) erwies sich jedoch als höchst signifikant und beruhte v.a. auf der sehr starken Zunahme der BE in Ostsachsen (Abbildung 45, Anhang G10).

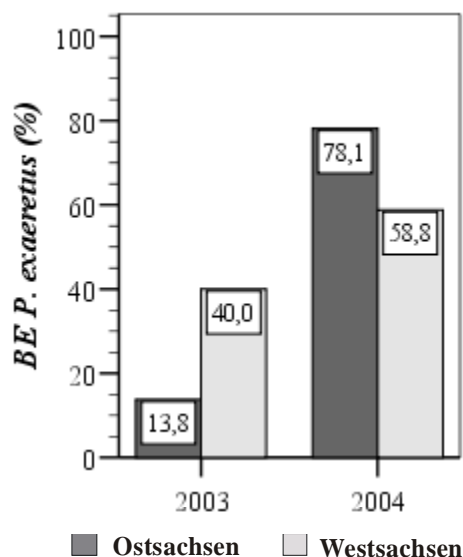


Abbildung 45: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit *P. exaeretus*

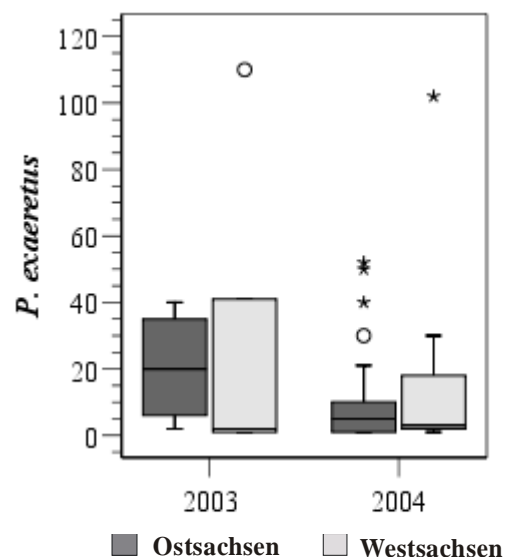


Abbildung 46: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. exaeretus*

Befallsintensität

P. exaeretus trat gewöhnlich nur in geringen Befallintensitäten mit einem Median von vier Exemplaren je Kormoran auf. Die höchste BI wies je ein Vogel aus Kleinbeucha mit 110 (2003) bzw. 102 (2004) Trematoden dieser Art auf (Abbildung 46, Anhang G16). Die BI zeigte

keine statistisch sicherbaren Unterschiede hinsichtlich der Untersuchungsgebiete oder der Untersuchungsjahre.

Petasiger phalacrocoracis (Yamaguti, 1939)

Befallsextenstität

P. phalacrocoracis trat in Kormoranen sowohl aus Karpfenteichwirtschaften in Ostsachsen (68,9 %) als auch in Westsachsen (87,5 %) auf (Anhang G10). Der in Abbildung 47 dargestellte Unterschied zwischen den Untersuchungsgebieten ließ sich statistisch absichern. Von 2003 zu 2004 bestand eine höchst signifikanter Zunahme der BE von 56,8 % auf 91,8 % (Anhang G10).

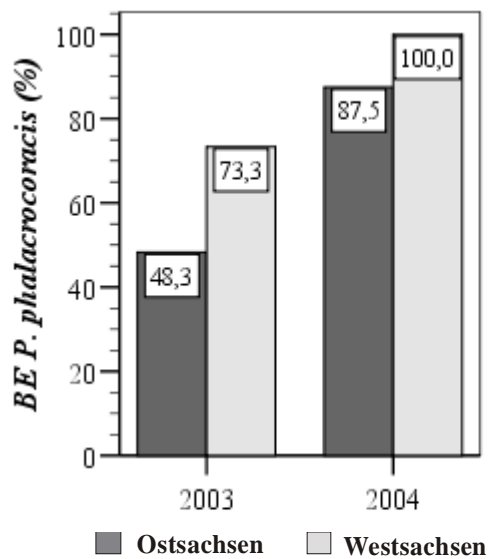


Abbildung 47: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *P. phalacrocoracis*

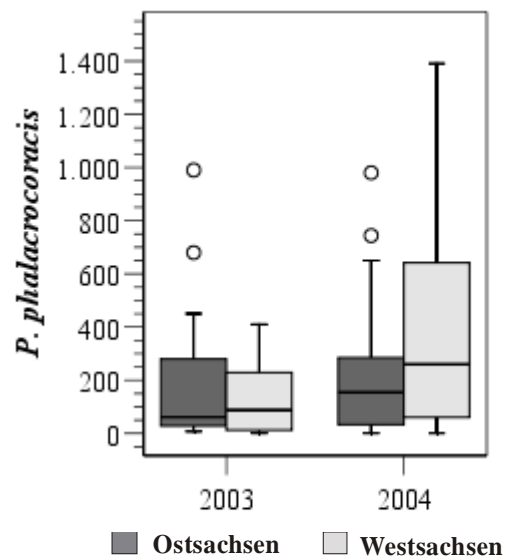


Abbildung 48: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. phalacrocoracis* (Ausschnitt)

Befallsintensität

Die höchste BI mit *P. phalacrocoracis* wurde 2003 in einem Kormoran aus Grüngräbchen mit 990 und 2004 in einem Kormoran aus Kleinbeucha mit 8185 Trematoden dieser Art festgestellt (in Abbildung 46 außerhalb des Bildausschnitts). Die mittlere BI konnte 2003 mit 179 und 2004 mit 663 Parasiten ermittelt werden. Dabei lag der Median bei 147 Exemplaren (Anhang G17). Es zeigten sich weder signifikante Unterschiede zwischen den Untersuchungsjahren, noch den Untersuchungsregionen. (Abbildung 46)

4.2.2.8 Clinostomidae

Aus der Familie Clinostomidae der taxonomischen Ordnung Clinostomida war lediglich *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Abbildung 49) mit einem Exemplar vertreten. Dieses konnte in einem Kormoran (TW Niederspree) (1,1 %) 2003 nachgewiesen werden.



Abbildung 49: *C. complanatum*

4.2.2.9 Bilharziellidae

Mit *Bilharziella polonica* (Kowalewski, 1895) (Abbildung 50, Abbildung 51) konnte im Untersuchungsjahr 2004 der Nachweis für das Auftreten der Familie der Bilharziellidae in fünf (9,3 %) sächsischen Graureihern erbracht werden. Die Graureiher stammten aus den Teichwirtschaften Kleinbeucha (n=1, 5 %), Grüngräbchen (n=2, 67 %) und Kreba (n=1, 5 %). Dabei konnte jeweils nur ein Exemplar je Graureiher nachgewiesen werden.



Abbildung 50: *B. polonica* (männlich)



Abbildung 51: *B. polonica* Ei

4.2.3 Nematoden

Im Untersuchungsgut gelang der Nachweis von elf Nematodenarten/-gattungen aus den sechs taxonomischen Familien Acuariidae, Desmidocercidae und Dracunculidae (Spirurida), Syngamidae (Rhabditida), Anisakidae (Ascaridida) und Capillariidae (Trichocephalida).

4.2.3.1 Acuariidae

Paracuaria tridentata Linstow, 1877

Im Magen der Silbermöwe wurden drei männliche Exemplare von *P. tridentata* nachgewiesen.

Syncuaria squamata (Linstow, 1883)

Befallsextenstität

In insgesamt 30 (32,3 %) Kormoranen wurde *S. squamata* nachgewiesen. Von 2003 (20,5 %) zu 2004 (42,9 %) zeigte sich ein signifikanter Anstieg der Prävalenz in der Kormoranpopulation. Diese begründete sich besonders auf die Zunahme der BE in Westsachsen von 20 % auf 58,8 % (Abbildung 52). So lag auch die totale BE in Kleinbeucha (Westsachsen) mit 40,6 % tendenziell höher als in Ostsachsen (27,9 %) (Anhang G20). Dieser Unterschied ließ sich jedoch nicht absichern.

Befallsintensität

Der Befall mit *S. squamata* war mit einem Median von vier und einem Höchstwert bis zu 30 Exemplaren eher gering (Abbildung 53, Anhang G18). Weder zwischen den Untersuchungsjahren noch den Untersuchungsregionen konnten signifikante Unterschiede ermittelt werden.

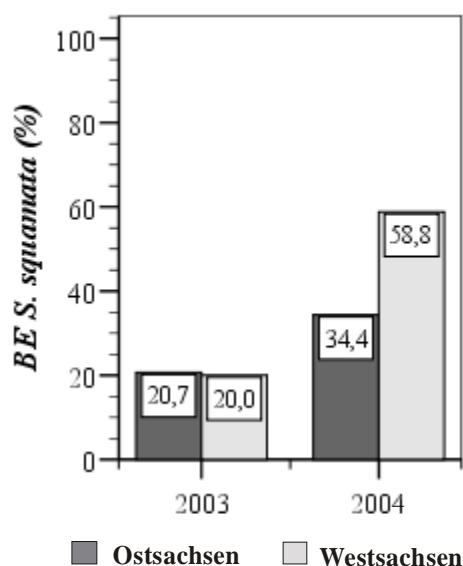


Abbildung 52: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *S. squamata*

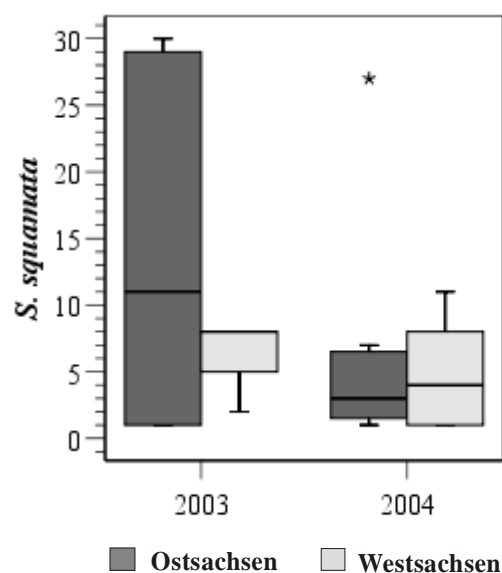


Abbildung 53: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *S. squamata*



Abbildung 54: *S. squamata*



Abbildung 55: Halspapille von *S. squamata*

***Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825)**

Im Ösophagus der Silbermöwe wurden zwei weibliche und zwei männliche *C. obvelatus* nachgewiesen.



Abbildung 56: Kopfende von *C. obvelatus*



Abbildung 57: Schwanzende von *C. obvelatus*

4.2.3.2 Desmidocercidae

***Desmidocercella incognita* Solonistin, 1932**

Befallsextensität

In den Untersuchungen konnte *D. incognita* lediglich im Jahr 2004 in insgesamt fünf (11 %) Graureihern (15,4 % in Ostsachsen, 7,7 % in Westsachsen) nachgewiesen werden (Abbildung 58, Anhang G19). Dagegen gelang der Nachweis in 49 Kormoranen (52,7 %) in jeder der untersuchten Teichwirtschaften sowohl im Jahr 2003 als auch 2004. Zwischen den

Untersuchungsregionen bestand im Gegensatz zum Graureiher beim Kormoran ein signifikanter Unterschied, wobei die Prävalenz in Ostsachsen mit insgesamt 59,0 % höher lag als in Westsachsen (40,6 %). Von 2003 (38,6 %) zu 2004 (65,3 %) war ein hoch signifikanter Anstieg der Prävalenz innerhalb der Kormoranpopulation zu verzeichnen, der auf der sprunghaften Zunahme der BE in Ostsachsen von 31,0 % auf 84,4 % beruhte (Abbildung 59, Anhang G20).

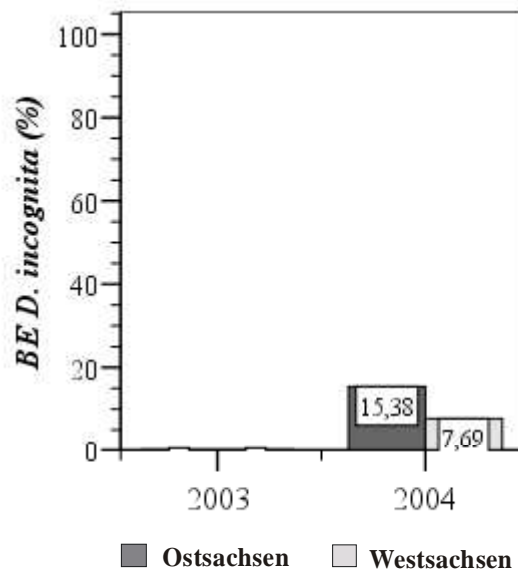


Abbildung 58: Befallsextensität untersuchter Graureiher mit *D. incognita*

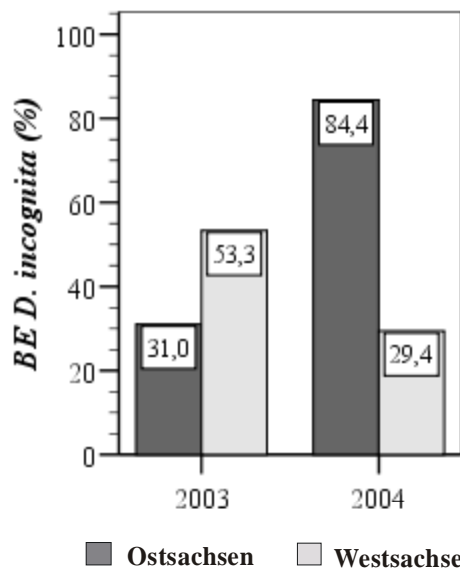


Abbildung 59: Befallsextensität untersuchter sächsischer Kormorane mit *D. incognita*

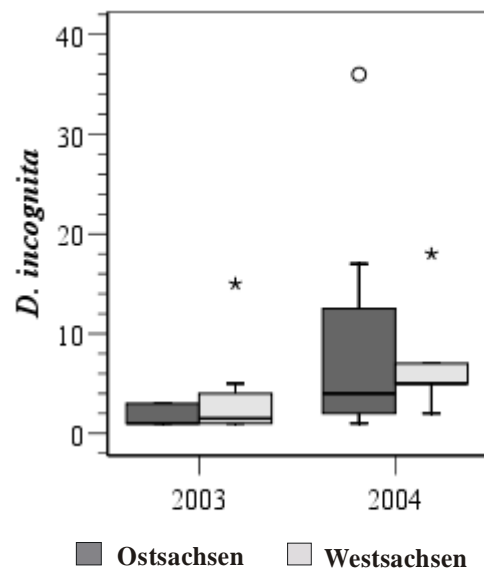


Abbildung 60: Befallsintensität untersuchter sächsischer Kormorane mit *D. incognita*

Befallsintensität

Im Graureiher erreichte die BI lediglich ein bis zwei Exemplare. Auch im Kormoran war die BI gering (Abbildung 60). Im Median konnten drei Individuen von *D. incognita* nachgewiesen

werden. Den höchsten Befall wies 2004 ein Kormoran aus Niesky (Ostsachsen) mit 36 Individuen auf. Im Vergleich der BI von *D. incognita* der Kormorane bestand zwischen Ost- und Westsachsen kein Unterschied. Von 2003 zu 2004 dagegen war insgesamt ein hoch signifikanter Anstieg der BI von 1,0 auf 4,5 erkennbar (Anhang G21).

Lokalisation

In den Untersuchungen war etwa ein Viertel (25,9 %) von *D. incognita* in der Trachea lokalisiert. Beinahe ein Fünftel wurde im Ösophagus, der Leber (je 19,8 %) und im Magen (18,5 %) aufgefunden. Selten konnte dieser Nematode aus Niere und Herz (je 6,2 %) oder dem Darmtrakt (3,7 %) isoliert werden.

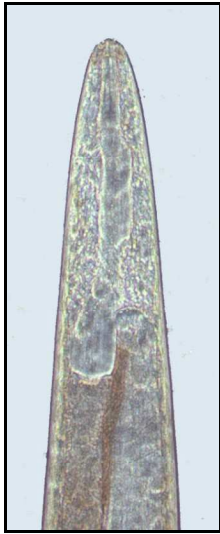


Abbildung 61: Kopfende von *D. incognita*

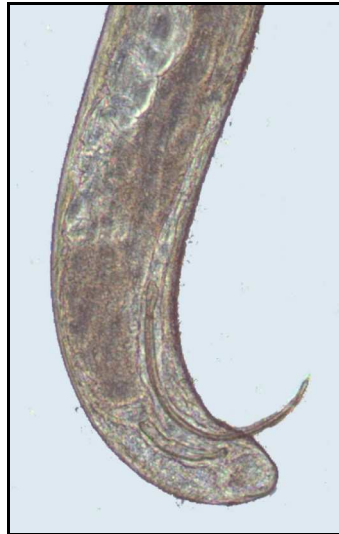


Abbildung 62: Schwanzende von *D. incognita*

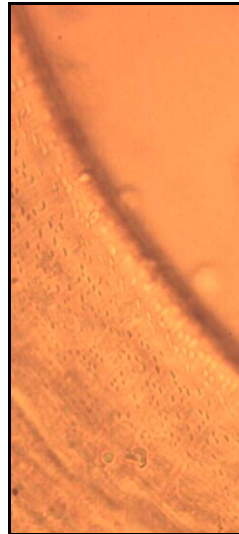


Abbildung 63: kutikuläre Stacheln am Schwanzende männlicher *D. incognita*



Abbildung 64: Kopfende von *D. numidica* mit Vulva (Pfeil)



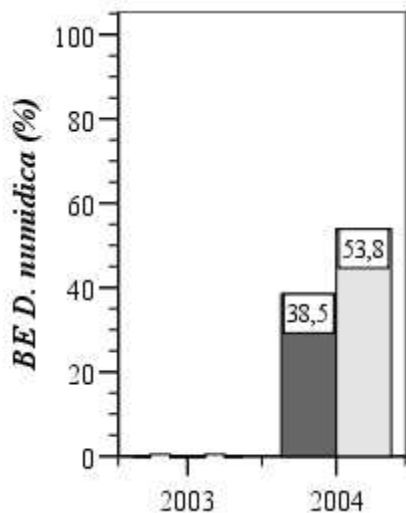
Abbildung 65: kaudal gelegene Vulva (Pfeil) von *D. incognita*

Auch in der Speiseröhre des Silberreihers konnten zwei männliche *D. incognita* nachgewiesen werden (Abbildung 63).

Desmidocercella numidica (Seurat, 1920)

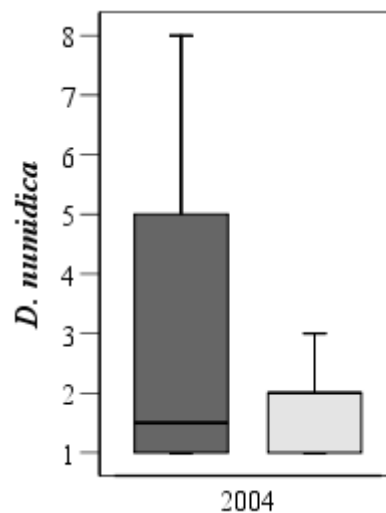
Befallsextenstität

Im Jahr 2004 konnte *D. numidica* in jeweils acht Graureihern aus Kleinbeucha und Grüngräbchen nachgewiesen werden. Insgesamt waren 46,3 % der untersuchten Tiere befallen. Ein regionaler Unterschied zwischen Graureihern aus Ostsachsen (38,5 %) und Westsachsen (53,8 %) ließ sich statistisch nicht absichern (Abbildung 66, Anhang G19).



■ Ostsachsen □ Westsachsen

Abbildung 66: Befallsextenstität untersuchter Graureiher mit *D. numidica*



■ Ostsachsen □ Westsachsen

Abbildung 67: Befallsintensität untersuchter Graureiher mit *D. numidica*

Befallsintensität

Die BI im Graureiher war stets gering und betrug im Median 2,4 Exemplare, maximal jedoch acht *D. numidica* je Vogel (Abbildung 67, Anhang G22). Es bestanden keine regionalen Unterschiede in der BI.

Lokalisation

Im Graureiher war *D. numidica* am häufigsten im Ösophagus (33,3 %), gefolgt von Trachea und Leber (je 17,9 %) sowie im Darm (15,3 %) anzutreffen. Im Magen waren 10,3 % dieser Nematoden lokalisiert. Aus Herz und Niere wurde jeweils ein Exemplar (2,6 %) isoliert.

Auch im Silberreiher konnten insgesamt 22 Exemplare von *D. numidica* in Herz (zehn), Trachea (neun), Leber (zwei) und Magen (ein Individuum) nachgewiesen werden.

4.2.3.3 Dracunculidae

In Ostsachsen (Teichwirtschaft Kreba) konnte im Sommer 2003 in einem Graureiher ein Exemplar von *Avioserpens galliardi* Chabaud und Campana, 1949 (Abbildung 68, Abbildung 69) nachgewiesen werden.

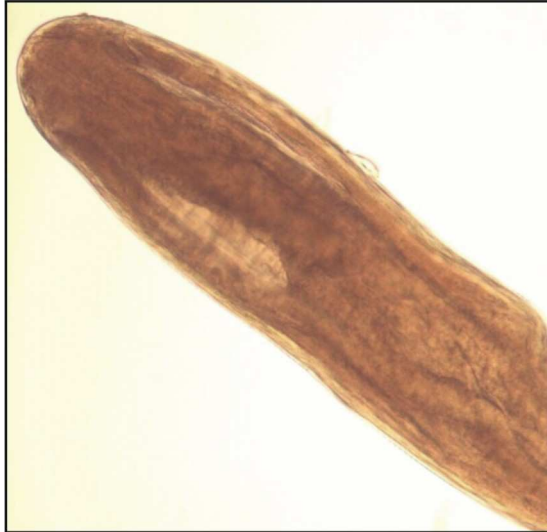


Abbildung 68: Kopfende eines männlichen *A. galliardi*

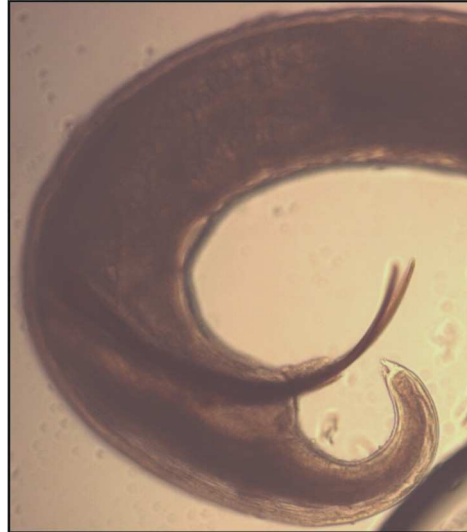


Abbildung 69: Kaudalende mit Spikula von *A. galliardi*

4.2.3.4 Syngamidae

Die Familie Syngamidae der Ordnung Rhabdida wurde durch *Cyathostoma microspiculum* (Skrjabin, 1915) vertreten (Abbildung 71). Nur in Ostsachsen (Teichwirtschaft Grüngräbchen) wurde 2003 in zwei (6,9 %) Kormoranen jeweils ein Pärchen nachgewiesen (Abbildung 70), was einer Gesamtprävalenz von 4,5 % entspricht. Im Jahr 2004 konnte diese Art in einem Fünftel aller untersuchten Kormorane (20,4 %) aufgefunden werden. Befallene Vögel stammten sowohl aus ostsächsischen Teichwirtschaften (Ullersdorf 33,3 %, Grüngräbchen 12,5 %, Uhyst 10 %, gesamt 12,5 %) als auch aus Kleinbeucha in Westsachsen (35,3 %) (Anhang G20). Die BI lag zwischen einem und vier Exemplaren.

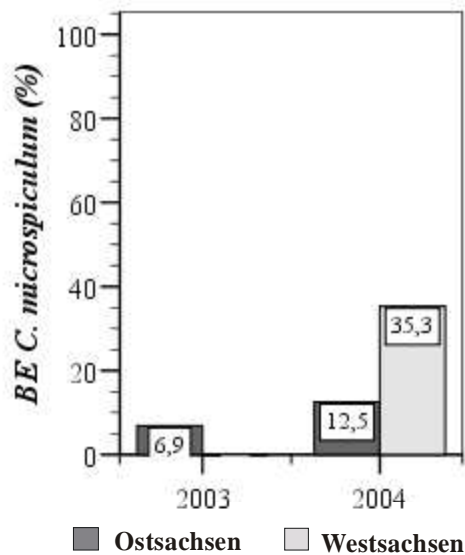


Abbildung 70: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *C. microspiculum*



Abbildung 71: Pärchen von *C. microspiculum*

4.2.3.5 Anisakidae

Die Familie Anisakidae der Ordnung Ascaridoidea wurde durch *Contracaecum rudolphii* Hartwich, 1964 (Abbildung 74) repräsentiert.

Befallsextenstität

Bis auf je einen Kormoran aus den Teichwirtschaften Guttau/Niedergurig und Grüngräbchen konnte in allen Kormoranen (97,8 %) *C. rudolphii* nachgewiesen werden. Es lagen keine signifikanten Unterschiede der Befallsextenstität zwischen den Untersuchungsregionen und Untersuchungsjahren vor (Abbildung 72, Anhang G20).

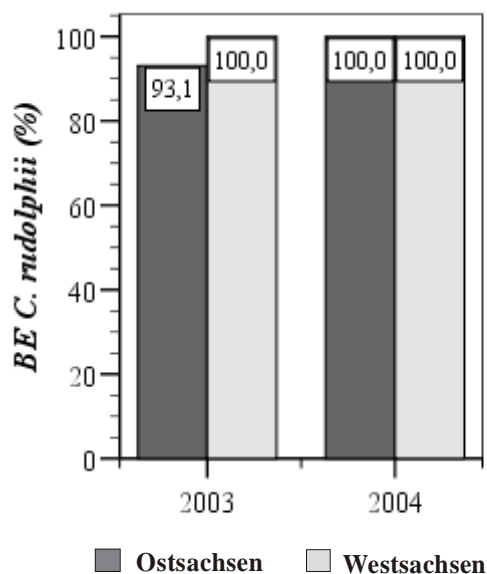


Abbildung 72: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *C. rudolphii*

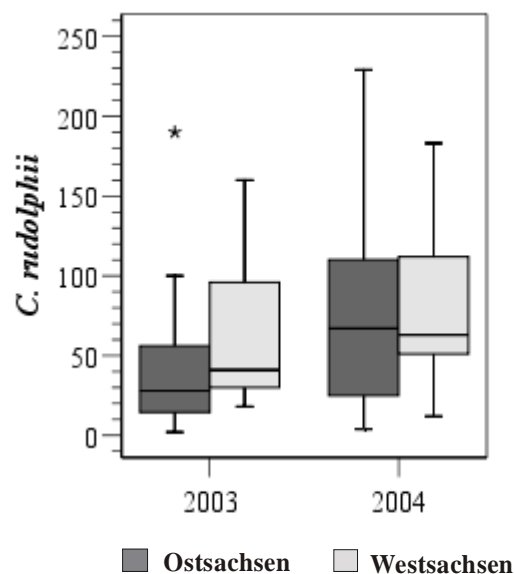


Abbildung 73: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *C. rudolphii*

Befallsintensität

Der Befall mit *C. rudolphii* erreichte seine maximale Intensität im zweiten Untersuchungsjahr mit bis zu 229 Individuen pro Kormoran (Abbildung 73). Für 2004 konnte mit einem Median von 63 Exemplaren eine deutlich höhere BI als 2003 (37) ermittelt werden (Anhang G23). Der Unterschied ist höchst signifikant. Zwischen den Untersuchungsregionen bestand kein Unterschied.



Abbildung 74: Kopfende von *C. rudolphii*

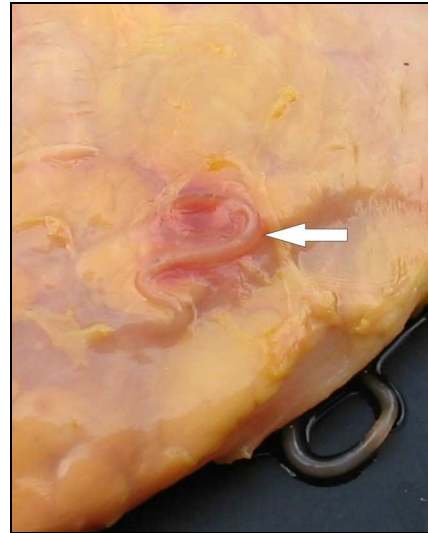


Abbildung 75: *C. rudolphii* unter der Magenserosa

Pathologie

In 78 Kormoranen wurden die pathologischen Veränderungen der Magenschleimhaut, die durch den Befall mit *C. rudolphii* verursacht wurden, semiquantitativ dokumentiert. Diese stellten sich in Proventrikulus und Magen als flächenhafte Rötungen, petechiale Blutungen und Ulzerationen verschiedenen Grades dar. In 23 (29,5 %) Kormoranen zeigten sich makroskopisch geringgradige, in 19 (24,4 %) Fällen mittelgradige und in acht (10,3 %) hochgradige Veränderungen der Magenschleimhaut. Die Magenschleimhaut von 28 (35,9 %) Kormoranen war ohne besonderen Befund (Anhang G24). Mittel- bis hochgradige Veränderungen waren mit einer höheren bis mittleren BI (96,4) und einer geringeren mittleren Magenfüllung (51 g) assoziiert als bei Vögeln ohne oder mit geringgradigen Veränderungen. In einem Kormoran (BI: 149) konnten vier Exemplare von *C. rudolphii* unter der Serosa des Magens nachgewiesen werden, wobei die Magenschleimhaut mittelgradige Veränderungen aufwies (Abbildung 75).

4.2.3.6 Capillariidae

Baruscapillaria spp.

Befallsextenstität

Baruscapillaria spp. konnten in 27 (29,0 %) Kormoranen nachgewiesen werden. Vermutlich handelte es sich hierbei um die zwei Arten *B. carbonis* (Dubinin & Dubinina, 1940) (Abbildung 76) und *B. rudolphii* (Moravec et al, 1994). Auffällige Unterschiede der BE zwischen den Untersuchungsregionen wurden nicht registriert (Abbildung 78). Von 2003 (20,5 %) zu 2004 (36,7 %) nahm die BE zu (Anhang G20).



Abbildung 76: *B. carbonis* mit Vulvaklappe



Abbildung 77: *Baruscapillaria* sp. ohne Vulvaklappe

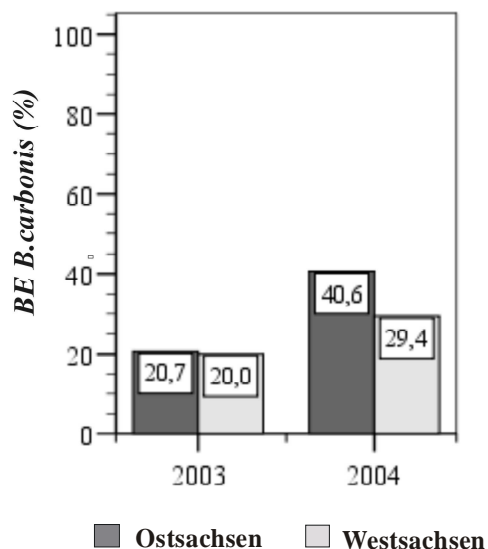


Abbildung 78: Befallsextenstität sächsischer Kormorane mit *Baruscapillaria* spp.



Abbildung 79: Kaudalende einer männlichen *Baruscapillaria* sp.

Befallsintensität

Die BI war stets gering und lag zwischen einem und acht Exemplaren (Anhang G25). Dabei gab es keine signifikanten Unterschiede zwischen Ost- und Westsachsen sowie den Untersuchungsjahren.

***Eucoleus contortus* (Creplin, 1839)**

In einem Kormoran aus der Teichwirtschaft Kleinbeucha konnte ein männliches Exemplar von *E. contortus* nachgewiesen werden.

***Capillaria* sp.**

Im Herbst und Winter 2004 konnte jeweils in einem männlichen Graureiher aus Ostsachsen (Kleinbeucha) und Westsachsen (Kreba) ein nicht näher charakterisierbarer Vertreter der Gattung *Capillaria* aus dem Dünndarm isoliert werden, was einer Befallsextenstität von 5,6 % und 6,7 % entspricht.

4.2.4 Kratzer (Acanthocephala)

Unter den Kratzern waren *Corynosoma strumosum* (Abbildung 81) und eine Art aus der Gattung *Polymorphus* (Abbildung 82) vertreten.

***Corynosoma strumosum* (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904**

Befallsextenstität

Lediglich 2003 konnte *C. strumosum* mit einer Prävalenz von insgesamt 13,6 % im Kormoran nachgewiesen werden. Zwischen den Untersuchungsgebieten bestand kein signifikanter Unterschied.

Befallsintensität

Die BI von *C. strumosum* in den sächsischen Kormoranpopulationen schwankte unabhängig von der Untersuchungsregion und dem Untersuchungsjahr zwischen einem und 60 Individuen.

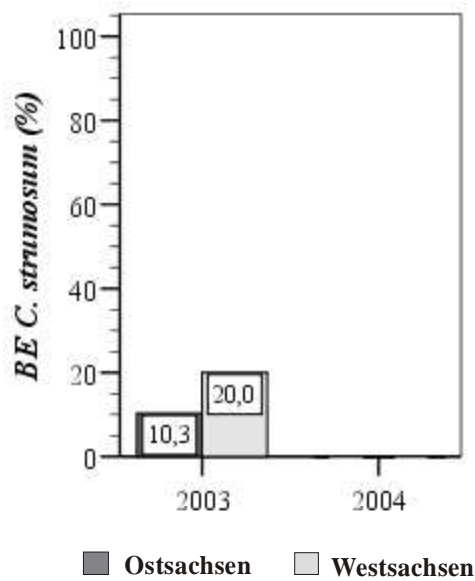


Abbildung 80: Befallsexten-sität sächsischer Kormorane mit *C. strumosum*



Abbildung 81: Eier von *C. strumosum*

Polymorphus sp.

Im Herbst des Untersuchungsjahres 2004 konnte in einem Kormoran aus der Teichwirtschaft Grüngräbchen (Ost-sachsen) ein Vertreter der Gattung *Polymorphus* nachgewiesen werden. Die Zuordnung zu einer Art gelang nicht.

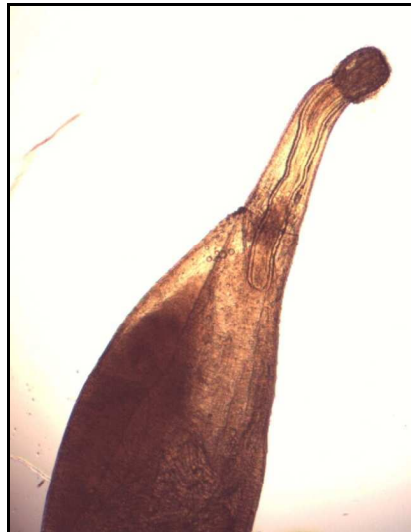


Abbildung 82: *Polymorphus* sp.

5 Diskussion

5.1 Methodenkritik

Ziel dieser Arbeit war eine epidemiologische Erfassung der Endohelminthen Fisch fressender Vögel, ins Besondere von Kormoran und Graureiher. Der dafür veranschlagte Zeitraum erwies sich allerdings als zu kurz, um sichere Aussagen über die Epidemiologie treffen zu können. Sinnvoller wären kontinuierliche Untersuchungen über einen deutlich längere Zeit gewesen, um natürliche Populationsschwankungen auszugleichen (LOY & HAAS 2001). Dennoch kann diese Arbeit interessante Aspekte zur Epidemiologie der dargestellte Endohelminthen liefern. So lagen, v.a. betreffs der Endohelminthenfauna des Graureihers und des Silberreihers keine aktuellen Untersuchungsergebnisse für Mitteleuropa vor. Ebenso ließ die Einzelbefundung von Silberreiher und Silbermöwe keine Rückschlüsse hinsichtlich der Epidemiologie zu, rundete aber das Gesamtbild der Endohelminthenfauna Fisch fressender Vögel in Sachsen ab.

Für diese Arbeit wurden die mit Abschuss- oder Fundort und Datum benannten Vögel zunächst individuell untersucht. Zur Kennzeichnung der Vögel wurden zwei Methoden angewendet: Die Etikettierung am Ständer und die Verbringung des Vogels in wasserfeste Plastiktüten mit individueller Beschriftung. Bei erstgenannter Methode konnte die Kennzeichnung in drei Fällen nicht mehr eindeutig nachvollzogen werden, da sie durch Blut und Verschmutzung nicht mehr lesbar war. Hinsichtlich der Sicherung und Identifizierung des Untersuchungsmaterials erwies es sich als günstiger, die Vögel einzeln in gekennzeichnete Plastiktüten zu verbringen.

Eine zweite Schwierigkeit bei der Auswertung der Ergebnisse stellte die sekundäre Verschiebung der Lokalisation der Endohelminthen im Wirt dar. Besonders nachteilig wirkte sich dieser Aspekt hinsichtlich *Desmidocercella* spp. aus, da deren Lokalisation im Endwirt kontrovers diskutiert wird. Es ist zunächst anzunehmen, dass postmortal schon vor dem vollständigen Durchfrieren eine sekundäre Wanderung und eine Verschleppung der Helminthen durch die Schussverletzungen und während des Transportes stattfanden. Den zweiten kritischen Punkt stellte die parasitologische Untersuchung selbst dar. Die beste Methode war das Abbinden der einzelnen Abschnitte des Verdauungstraktes vor der Exenteration. Allerdings erwies sie sich durch den Aufwand im Verhältnis zum Zweck der Untersuchungen als nicht praktikabel. Ein gefrorenes Darmkonvolut verminderte die Verschiebung ebenfalls deutlich, ließ sich jedoch nicht in jedem Fall ohne Substanzverlust entnehmen. Als sinnvolle Alternative wurde deshalb der Magen vom Darm getrennt, bevor letzterer vom Gekröse getrennt wurde.

Die übliche Konservierung der Parasiten in 70 %-igem Ethanol führte durch den Wasserentzug zu einem Schrumpfen der Weichteile der Parasiten. Das wurde an den Nematoden besonders deutlich, da sich das Parenchym von deren starren Kutikula löste und so artifizielle Hohlräume entstanden. Die Vermessung der Weichteile der Helminthen hätte vor der Konservierung erfolgen müssen. Dies war jedoch in der vorliegenden Studie nicht durchführbar, da Sektion und Vermessung nicht in einem Arbeitsgang durchgeführt wurden.

Die Lagerung der Vögel bis zur Sektion bei $-21\text{ }^{\circ}\text{C}$ führte zu Frostschäden an den Helminthen, so dass Haken und Dornen teilweise zerbrachen oder ganz verloren gingen. Kleinere Helminthen, wie Vertreter der Gryporhynchidae, Dilepididae und Echinostomatidae konnten zudem nicht zufriedenstellend angefärbt werden, weshalb eine Vermessung innerer Organe nicht immer möglich war. Der Versuch einer Sektion von drei nicht tief gefrorenen Vögeln, die am Tag der Sektion und ein bis zwei Tage zuvor erlegt worden waren, brachte keine besseren Ergebnisse. Hier erschwerten autolytische Prozesse die Beurteilung taxonomisch wichtiger Strukturen. Insofern erwies sich das gewählte Verfahren unter den gegebenen Umständen als praktikabel und sinnvoll.

5.2 Diskussion zur Biologie der untersuchten Vögel

Zur Untersuchung gelangten vorwiegend immature männliche Kormorane, wahrscheinlich da in Sachsen im Untersuchungszeitraum noch keine Kormorankolonie bestand (mündl. Mitteilung Dr. Wolfgang Stiehler, Kreba, 10.11.05, SEICHE 2006). Die jungen männlichen Tiere konnten in den Brutgebieten wahrscheinlich kein Nest erobern und damit keine Paarbildung mit einem Weibchen eingehen. Ältere Vögel hielten sich während der Sommermonate in den Brutgebieten auf und hatten wohl durch ein genügendes Nahrungsangebot in der näheren Umgebung keinen Anlass, sächsische Teichwirtschaften aufzusuchen. Gleiches gilt wohl auch für die jugendlichen Weibchen. Sie starteten möglicherweise einen Brutversuch oder übten sich im Nestbau, wie es in wachsenden Kolonien oder in Gebieten mit Reduktionsabschüssen auf ein bestimmtes Niveau beschrieben ist (RUTSCHKE 1998, RICHARZ et al. 2001). Auch während des Herbstzuges wurde nur ein adultes Männchen erlegt und untersucht. Unter den untersuchten Graureihern kamen ebenfalls nur vereinzelt erwachsene Tiere zur parasitologischen Sektion. Deshalb wurde kein altersabhängiger Vergleich des Parasitenbefalls der Vögel vorgenommen. Ausgewachsene Tiere erscheinen erfahrener und vorsichtiger als Jungvögel im Umgang mit dem Menschen und bei der Jagd, was die Wahrscheinlichkeit möglicher Konflikte herabsetzt.

Die Zusammenfassung der Untersuchungsmonate in Jahreszeiten orientierte sich am jeweiligen Lebensrhythmus von Graureiher und Kormoran: Dem Frühling wurde die Zeit des Frühjahrszuges und der Brut und Jungenaufzucht zugerechnet. Im Sommer erfolgte die Zerstreuungswanderung und im Herbst der Herbstzug. In den Wintermonaten werden überwinternde Tiere in unseren Breiten angetroffen. Die Häufung untersuchter Vögel in den Sommer- und Herbstmonaten wurde bedingt durch die jeweiligen erteilten Sondergenehmigungen zum Abschuss und zur Vergrämung dieser geschützten Vögel, die bestimmte Zeiträume und maximale Abschusszahlen vorgeben.

Die Ergebnisse der **Mageninhaltsanalyse** dieser Untersuchung entsprechen in etwa denen von SEICHE & WÜNSCHE (1994) und FREYER (2002). Der Spiegelkarpfen bildete den Hauptbestandteil der Nahrung des Kormorans. Dennoch nahmen Beifische ein reichliches Drittel in der Nahrung ein.

Auch für den Graureiher ergab die Mageninhaltsanalyse eine bevorzugte Bejagung von Fischen. Bei etwas mehr als der Hälfte aller aufgenommenen Fische handelte es sich um Spiegelkarpfen. In geringeren Anteilen folgten Insekten und Pflanzenteile, wobei die Pflanzen wohl nicht dem Ziel der Ernährung dienten, sondern insbesondere bei jungen Graureihern aus der Ungeschicklichkeit beim Beutezug resultierten. An letzter Stelle standen Kleinsäuger mit einem Anteil von 8 %.

5.3 Bedeutung nachgewiesener Endohelminthen

Verglichen mit den vorhandenen europäischen Studien, liegt die in dieser Arbeit ermittelte Befallsextensität von 91,3 % der Graureiher sehr hoch. In Polen beschreibt BEZUBIK (1956) eine Befallsextensität der Graureiher von 37,5 %. Der von SULGOSTOWSKA (1960 b) ermittelte Wert von 88 % kommt dagegen dem Ergebnis dieser Studie sehr nah. NAVARRO et al. (2005) geben gegenüber den eigenen Ergebnissen (71,7 %) einen sehr geringen Anteil (40 %) an Polyinfektionen an. Dabei wiesen diese Autoren sechs und BEZUBIK (1956) sieben Helminthenarten nach. Dem gegenüber steht der Nachweis von 13 Helminthenarten bzw. -gattungen (eine Zestodenart, fünf Nematodenarten und sieben Trematodenarten) in der eigenen Studie. Da die Wirtszyklen häufig Zwischenwirte oder paratenische Wirte enthalten, sind die Unterschiede in Befall und Zusammensetzung der Helminthenfauna durch unterschiedliche Futtergründe und Nahrungszusammenstellung in den verschiedenen Regionen erklärbar (BEZUBIK 1956, MORAVEC & SCHOLZ 1994, ROCA et al. 1999). Je breiter das Nahrungsspektrum ist, umso größer ist die Infektionsmöglichkeit mit unterschiedlichen Parasiten. So deuten zahlreiche Autoren, z.B. SULGOSTOWSKA (1960 b), KORPACZEWSKA (1963 a) und LOY & HAAS (2001), eine hohe Befallsextensität und große Vielfalt an Parasitenarten als Zeichen des Artenreichtums des entsprechenden Biotops. NAVARRO et al. (2005) führen auch den Vogelzug als Ursache einer hohen Befallsextensität und Diversität der Parasitenfauna an. Wird das Zugverhalten aufgegeben, wie es momentan immer häufiger der Fall ist (BAUER et al. 2005, NAVARRO et al. 2005, SEICHE 2006), nehmen auch die Befallsextensität und die Zahl der Parasitenarten im Vogel ab (NAVARRO et al. 2005). In Graureihern aus Sachsen ist das jedoch nicht zu erwarten, da die Graureiher ihre Zerstreuungswanderung beibehalten (SEICHE 2006).

Die Prävalenz von 100 % der untersuchten Kormorane mit Helminthen ist dagegen nicht ungewöhnlich (SULGOSTOWSKA 1960 b). Insgesamt 91 Kormorane (97,8 %) wiesen eine Polyinfektion auf. Auch dieses war zu erwarten. Maximal traten in einem Kormoran elf Helminthenarten gleichzeitig auf. Dabei konnten zwei Zestodenarten, sieben Trematodenarten, sechs Nematodenarten und zwei Kratzerarten festgestellt werden.

Im folgenden sollen nun die Helminthen diskutiert werden, die für den Endwirt Vogel, den Zwischenwirt Fisch oder weitere Nutztiere oder als Zoonose eine besondere Bedeutung erlangen können.

5.3.1 Zestoden

***Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) Hsu, 1935**

In Deutschland ermittelte Befallsextenstäten des Kormorans mit *P. scolecina* von 55 % in Strelasunder Salzwassergebieten (REIMER 1969) und 73,7 % (FREYER 2002) bis 100 % in Kormoranen des Binnenlandes (REIMER 1969) liegen in etwa auf dem Niveau der eigenen Untersuchungen, die eine sehr hohe Befallsextenstät (86 %) ergaben. In den polnischen Masuren untersuchte Kormorane waren zu 100 % mit *P. scolecina* infiziert (KORPACZEWSKA 1963). Auch die ermittelte BI mit dem sehr hohen Median von über 500 und einem Maximum von 2153 *P. scolecina* lag im Rahmen der in der Literatur beschriebenen Werte (KORPACZEWSKA 1963, REIMER 1969, FREYER 2002). Nur in Kormoranen Ungarns bewegte sich die BI um einen Mittelwert von 47 mit einem relativ geringen Befallsmaximum von 550 (MURAI et al. 1996). Die Verbreitung von *P. scolecina* in Europa scheint im Kormoran auf einem konstant hohem Niveau zu liegen.

Im Fisch (2. Zwischenwirt) bildet der Plerozerkus von *P. scolecina* eine azystische Form im Darm (KOZICKA 1971) und eine zystische Form in der Bauchhöhle, dem Mesenterium der Gallenblasenwand, dem Gallengang, den vorderen Darmabschnitten oder in der Leber (KOZICKA 1971, SCHOLZ 1989, MURAI et al. 1996). KOZICKA (1971) beschrieb in polnischen Gewässern eine geringe Verbreitung dieses Parasiten in der Weißfischpopulation (Blei, Ukelei, Plötze, Schleie und Karausche) mit einer maximalen BI von 20 Exemplaren in einer Karausche. Karpfen waren nicht betroffen. Auch in Untersuchungen am Balaton in Ungarn konnte der Plerozerkus lediglich im Blei (BE 24,5-27,1 %) und mit wesentlich geringerer Befallsextenstät im Giebel (BE 5,3 %) nachgewiesen werden (MURAI et al. 1996). KAPPE (2004) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) konnten ebenfalls keine Larven von *P. scolecina* in Karpfen sächsischer Teichwirtschaften nachweisen. Jedoch wurde der Plerozerkus in Karpfen durch PRIEMER & SCHOLZ (1989) in der Karpfenteichwirtschaft Wartha (Ost-Sachsen) und durch PIETROCK et al. (2006) in der Satzfischanlage Sproitz beschrieben. Bei Befallsintensitäten unter 25 wurden keine negativen Auswirkungen auf die Fischgesundheit festgestellt (MURAI et al. 1996, PIETROCK et al. 2006). So wird die Bedeutung von *P. scolecina* für Karpfen sächsischer Karpfenteichwirtschaften als gering eingeschätzt.

Seltene Nachweise im Karpfen trotz weit verbreiteter Infektion der Endwirte sind möglicherweise ein Hinweis, dass andere Fischarten (z.B. der Blei) bevorzugt werden. Es ist überdies zu vermuten, dass die Akkumulation der Parasiten im Kormoran als Endglied der Nahrungskette die hohe BI bedingt. MURAI et al. (1996) stellten zudem fest, dass der Plerozerkus makroskopisch sehr schwer zu erkennen ist und wandten deshalb histologische Untersuchungen an. Außerdem trat dort häufig eine Polyinfektion mit den auffälligeren *Tetracotyle* sp. auf, so dass *P. scolecina*-Larvenstadien unter Umständen übersehen werden können.

In einigen Kormoranen wies der Darm weiß-gelbliche granulomatösen Knötchen auf der Mukosa auf, die bis unter die Serosa sichtbar waren. Eine eindeutige ätiologische Zuordnung

solcher Veränderungen zu *P. scolecina* konnte nicht erfolgen, da regelmäßig Polyinfektionen mit Vertretern der Echinostomatidae auftraten. Jedoch fanden auch KARSTAD et al. (1982) am Dünndarm und weniger ausgeprägt am Dickdarm bei sieben von 22 untersuchten Kormoranen weiße, runde Knötchen von 1-2 mm Durchmesser unter der Serosa. Histologisch konnten sie eine Penetration der Darmwand durch den Skolex von *P. scolecina* bis in die Muskelschicht direkt unter der Serosa nachweisen. Deshalb liegt die Vermutung nahe, dass auch die eigenen Beobachtungen auf *P. scolecina* zurückzuführen sind. Bei keinem der tot aufgefundenen Kormorane konnte eine Peritonitis als Todesursache festgestellt werden (KARSTAD et al. 1982).

***Neogryporynchus cheilancristrotus* Wedl, 1855**

Im Vergleich mit anderen europäischen Studien erscheint sowohl die Prävalenz von 70 % als auch die BI mit einem Mittelwert von 186,4 und einem Maximum von 1650 *N. cheilancristrotus* sehr hoch. So ermittelten BEZUBIK (1956) in Polen und NAVARRO (2005) in Spanien eine Prävalenz von 8 % bei einer BI von nur ein bis neun Exemplaren. Vor allem Fische der Familie der Cyprinidae, aber auch anderer taxonomischer Familien (siehe Anhang E1) dienen als zweiter Zwischenwirt. Sie nehmen infizierte Kleinkrebse mit der Nahrung auf, woraufhin sich im vorderen Darmabschnitt (KOZICKA 1959) das erste Larvenstadium (Prozerkoid) zum Plerozerkus (zweites Larvenstadium) entwickelt. In Karpfen- und Schleienbrut führt die tiefe Penetration der Larven in die subepithelialen Darmschichten zu fokalen Hämorrhagien und Nekrosen, gekoppelt mit den klinischen Symptomen einer Enteritis (KÖRTING 1984). In Polen durchgeführte parasitologische Untersuchungen an verschiedenen Fischarten ergaben eine geringe Prävalenz in Seen und Flüssen. In einsömmrigen Karpfen der polnischen Teichwirtschaft „Jaktorowskie“ erreichte sie jedoch 100 %. Die maximale BI überschritt nie 20 Plerozerkoide je Fisch, wiederum mit der Ausnahme der Karpfen der oben genannten Teichwirtschaft, wo sie 1000 erreichte (KOZICKA 1979). Dies deckt sich mit den Ergebnissen von KAPPE & SEIFERT (unveröff.), welche ein- bis dreisömmrige Karpfen (K1 bis K3) sächsischer Teichwirtschaften untersuchten und eine Prävalenz von bis zu 14,3 % je Karpfenteichwirtschaft ermittelten. Innerhalb der K1 wiesen sogar bis zu 40 % einen Befall auf. Das Maximum der BI trat in zweisömmrigen Karpfen auf und betrug 69 Plerozerkoide. K3 waren stets negativ. In einer weiteren Studie über den Parasitenbefall von Karpfen sächsischer Teichwirtschaften konnten jedoch keine Larvenstadien von *N. cheilancristrotus* nachgewiesen werden (KAPPE 2004). Auffällig ist die Parallelität des Auftretens von *N. cheilancristrotus* in den von KAPPE (2004) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) untersuchten Karpfen und den Graureihern der eigenen Untersuchungen. Sowohl im Karpfen als auch im Graureiher liegt die BE Ost Sachsens leicht über der in Westsachsen. Allerdings konnte der Unterschied bei den Graureihern nicht statistisch gesichert werden. Auffälliger ist der signifikante Anstieg der BE dieses Zestoden innerhalb der Untersuchungsjahre unter den Graureihern und Speisekarpfen. Dies erlaubt die Annahme, dass der Graureiher als Vektor zu einer Einschleppung dieses Parasiten beitragen kann. Allerdings sollte man in der Bewertung der Ergebnisse vorsichtig sein, da die Untersuchungszeiträume kurz waren. Starke witterungsbedingte Schwankungen

treten auch innerhalb von Parasitenpopulationen auf und können nur über sehr lange Beobachtungszeiträume erkannt werden. Zudem erfolgte in der Studie von KAPPE (2004) nur eine Eruiierung der Parasitenfauna zweier Karpfenteichwirtschaften. Unabhängig davon ist eine Einschleppung durch Fischzukauf von Satzkarpfen nach eigenen Kenntnissen nicht auszuschließen (BLE 2003-2005).

***Ligula intestinalis* Goeze, 1782**

Obwohl *L. intestinalis* unter den Wasservögeln Polens sehr weit verbreitet war, wiesen dort weder Kormoran noch Graureiher einen Befall auf (BEZUBIK 1956, KORPACZEWSKA 1963 a, b). In den eigenen Untersuchungen konnte *L. intestinalis* in 7,5 % der Kormorane nachgewiesen werden. Da der Parasit im Gegensatz zum zweiten Zwischenwirt im Endwirt nur wenige Tage verweilt, wird bei Vögeln die wahre Verbreitung durch Studien dieser Art wahrscheinlich unterschätzt. Dennoch scheint der Kormoran im Vergleich zu anderen Wasservögeln eher selten als Wirt und somit als Überträger zu dienen.

Als zweiter Zwischenwirt dienen *L. intestinalis* zahlreiche Cypriniden. Diese infizieren sich meist in ihren ersten zwei Lebensjahren (ARME & OWEN 1968, ARME 2002). Neuinfektionen treten ab Juni auf (BROWN et al. 2001). Die Prävalenz in Plötzen beträgt in den Niederlanden 6,5 %, in Süd-West-Frankreich zwischen Oktober und November bis zu 90 % und in Großbritannien zwischen 29 % und 78 % (KENNEDY et al. 2001). In der Elbe war die Befallsextenstität in Brassen sehr unterschiedlich und erreichte ihre Maxima an der tschechischen Grenze (45 %) und bei Magdeburg (65 %) (HECKER 2005). Die zunehmende Eutrophierung eines Gewässers kann zur Verbreitung von *L. intestinalis* beitragen, da sich mit der Wasserqualität auch die Tierwelt verändert. So wurden in einem anfänglich *Ligula*-freien See in Großbritannien im Zuge des Nährstoffeintrages der ursprüngliche Rotfederbestand fast vollständig durch die stark anwachsende Plötzenpopulation verdrängt. Als Folge siedelten sich Haubentaucher an, die *L. intestinalis* einschleppten (KENNEDY et al. 2001).

Auf eine Infektion reagiert der Fisch mit einer massiven Immunreaktion. Die starke humorale und zelluläre Immunantwort führt zur vermehrten Bindegewebszubildung sowie zur Verklebung innerer Organe mit dem Plerozerkoid. Wird der Parasit erfolgreich abgewehrt, ist eine Reinfektion unwahrscheinlich. Dazu trägt der abnehmende Anteil an Ruderfußkrebsen (erster Zwischenwirt) in der Nahrung älterer Fische bei. Hat sich der Plerozerkoid jedoch etabliert, entzieht er sich dem Immunsystem des Wirtes, indem er wirtseigene Proteine in seine Kutikula einbaut. Dann kann er mindestens ein Jahr, häufig sogar bis zum Tod des Wirtes in der Bauchhöhle des Fisches überleben. (ARME & OWEN 1968, ARME 1968, 2002, KENNEDY et al. 2001, LOOT et al. 2001). Die Masse der akkumulierten Plerozerkoiden überschreitet nicht selten die des Wirtes. Dies führt zu einer deutlich sichtbaren Aussackung des Abdomens und zur Verlagerung des Herzens nach kranial. ARME et al. (1968, 1983, 2002) zeigten, dass das Gewicht der inneren Organe infizierter Fische weit unter dem, nicht infizierter gleichaltriger

Fische unter vergleichbaren Haltungsbedingungen liegt. Das betrifft auch die Gonaden männlicher und weiblicher Fische (Plötzen, Rotaugen, Brassen und Hasel), die während der Paarungszeit keine weiterentwickelten Stadien der Gamagogenese aufweisen und vorpubertären Stadien entsprechen. Wahrscheinlich trifft das auch auf andere Mitglieder der Cyprinidae zu. HECKER (2005) und ARME (2002) nennen als Ursache eine verminderte Sexualhormonbildung infizierter Fische. Die Konzentration der Sexualhormone nimmt dabei mit steigender BI mit *L. intestinalis* ab. Zudem entzieht *L. intestinalis* dem Fisch beträchtliche Mengen an Energie. Dadurch atrophiert die Muskulatur und die Rückenlinie nimmt, außer beim Gründling, eine konkave Form an. Zudem sinkt der Hämoglobin-Spiegel (bei Karausche und Gründling) und steigt die Wintersterblichkeit. Es ist bekannt, dass die Infestation von *L. intestinalis* das Verhalten des Wirtes verändert. Befallene Fische bevorzugen oberflächennahe Wasserzonen, so dass sie verstärkt vom Endwirt aufgenommen werden (BROWN et al. 2001, LOOT et al. 2001).

Verluste entstehen der Fischwirtschaft durch die erhöhte Mortalität v.a. während der Wintermonate und durch die verstärkte Bejagung befallener Fische. Hinzu kommen die reduzierte Fortpflanzungsfähigkeit und das verlangsamte Wachstum. Die Kachexie sowie der offensichtliche Parasit und die anatomischen Veränderungen schränken zudem die Vermarktbarkeit erheblich ein. In der Literatur findet sich jedoch kein Hinweis darauf, dass der Karpfen als Zwischenwirt dient. Fehlende Nachweise im Karpfen (KAPPE 2004, KAPPE & SEIFERT unveröff.) deuten darauf hin, dass andere Cypriniden (Plötze, Brasse) bevorzugt als Zwischenwirt dienen. So wird die Bedeutung von *L. intestinalis* für Karpfenteichwirtschaften als gering eingeschätzt. Die Infektion der Kormorane erklärt sich aus dem weiten Nahrungsspektrum der Kormorane und dem Zugverhalten. Die Kormorane infizierten sich offenbar an anderen Fischarten oder Fischen anderer Gewässer.

5.3.2 Trematoden

Metorchis xanthosomus Creplin, 1846

Obwohl die Befallsextenstität vom Untersuchungsjahr 2003 (9,1 %) zu 2004 (46,3 %) deutlich anstieg, scheint es sich nicht um eine generelle Ausbreitung von *M. xanthosomus* durch Kormorane zu handeln. Vielmehr wird die Ursache in den natürlichen Schwankungen der Population dieses Trematoden vermutet. So sind in der Literatur Prävalenzen beim Kormoran von 43 % in Polen (SUGOLSTOWSKA 1960 a), bis zu 33 % in Tschechien und der Slowakei (NAŠINCOVÁ et al. 1993 b) und 40 % in Sachsen (FREYER 2002) beschrieben. Die BI beträgt maximal 56 mit einem Mittelwert von 3,8 Exemplaren in sächsischen Kormoranen (FREYER 2002) und einem Mittelwert von vier Exemplaren in der Studie von NAŠINCOVÁ et al. (1993 b). Der in den eigenen Untersuchungen ermittelte Median von 4,0 entspricht diesen Ergebnissen. Die gelegentlich verdickten Gallenblasenwände konnten nicht eindeutig auf den Befall mit *M. xanthosomus* zurückgeführt werden und hatte keinen Einfluss auf die Körperkondition. In den Untersuchungen von KRONE et al. (2002) verendeten sechs (5 %) von 120 Seeadlern an einem massiven Befall mit der verwandten Art *Metorchis bilis*.

Als zweite Zwischenwirte gelten Mitglieder der Familien der Cyprinidae und Cobitidae (NAŠINCOVÁ et al. 1993 b). In deren Kiemen und Muskulatur entwickelt sich die Zerkarie in dickwandigen runden Zysten zur Metazerkarie. Obwohl bei keinem der untersuchten Karpfen Zysten von *M. xanthosomus* in den Kiemen gefunden wurden, ist eine Besiedelung der Muskulatur nicht auszuschließen (KAPPE & SEIFERT unveröff.). Fische der Satzfishanlage Sproitz waren nicht infiziert (PIETROCK et al. 2006). So scheint *M. xanthosomus* eine untergeordnete Bedeutung für die sächsischen Teichwirtschaften zu haben.

***Apophallus mühlingi* (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909**

In der untersuchten Silbermöwe konnte *A. mühlingi* mit 225 Exemplaren nachgewiesen werden. Diese entspricht der BI (Mittelwert 470) in polnischen Lachmöwen (SULGOSTOWSKA 1960 b). Ein Rückschluss auf die Population ist jedoch auf Grund dieses Einzelbefundes nicht möglich.

Cypriniden, Clupeiden und möglicherweise Perciden werden als zweite Zwischenwirte aufgesucht. In ihren Flossen und der oberflächlicher Muskulatur bilden sich in der Regel „black spots“ (ODENING 1970, KUROCHKIN & BISEROVA 1996). In Fischen, die keine „black spots“ ausbildeten, starben alle Metazerkarien in ihrer Zyste spätestens innerhalb von vier bis fünf Wochen ab. Eine Ausnahme bildete der Kleine Maulbrüter, in dem noch 22 Wochen nach der Infektion infektiöse Metazerkarien nachgewiesen werden können. In Fischen der Familie der Cyprinidae können die Metazerkarien der Gattung *Apophallus* Skelettdeformationen auslösen. Die Zahl der Deformationen weist einen linearen Zusammenhang zur Anzahl der Metazerkarien auf. Das Alter der Fische und die Fischart spielen dabei keine Rolle. Im Fluss Willamette in Oregon, USA, machten die durch Metazerkarien bedingten Skelettdeformationen in Fischbrut des Northern Pikeminnow (*Ptychocheilus oregonensis*) 46,3 % und des Chiselmouth (*Acrocheilus alutaceus*) 86,5 % aller beobachteten Deformationen der Wirbelsäule aus (CUNNINGHAM et al. 2005).

In Karpfen sächsischer Karpfenteichwirtschaften konnten weder Wirbelsäulendeformationen noch „black spots“ nachgewiesen werden (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Die untersuchte Silbermöwe hielt sich wahrscheinlich nur als Wintergast oder als Rastvogel in der Leipziger Region auf, da sie auch der marinen Trematodenart *Renicola lari* als Wirt diente. Sehr wahrscheinlich infizierte sie sich an anderen Gewässern, möglicherweise in Tschechien oder Polen, wo dieser Parasit u.a. im Kormoran und in Möwen verbreitet ist (SULGOSTOWSKA 1960 b, NAŠINCOVA et al. 1993 b). Die Infektion kann im Endwirt mindestens vier Monate bestehen. Außerdem gelang der Nachweis weder in den untersuchten Kormoranen und Reiherarten noch in den anderen Fischarten in Sproitz (PIETROCK et al. 2006). Zudem ist die Süßwasserschnecke *Lithoglyphus naticoides*, die den ersten Zwischenwirt repräsentiert, in Deutschland extrem selten, wie z.B. die „Rote Liste Sachsen-Anhalt“ belegt (KÖRNIG et al. 2004). Somit ist das Risiko einer Einschleppung dieses Parasiten momentan sehr gering.

***Apharyngostrigea cornu* (Zeder, 1800) Ciurea, 1927**

In Sachsen ist *A. cornu* sehr weit verbreitet; 32 (70 %) der untersuchten Graureiher waren infiziert. Schon ODENING (1963 b) konnte für *A. cornu* (als *A. ramai*) in Graureihern aus Berlin, Brandenburg und der Oberlausitz eine BE von 100 % nachweisen. In Polen gelang der Nachweis lediglich in sieben (29,2 %) und in Spanien in zwölf (48 %) Graureihern. Die Graureiher Polens zeigten zudem eine sehr geringe BI von maximal 19 Individuen. In Spanien wurde dagegen ein Mittelwert der BI von 102 mit einem Befallsmaximum von 767 angegeben (BEZUBIK 1956, NAVARRO 2005). BEZUBIK (1956) und ODENING (1963 b) führten ihre Untersuchungen in einer Zeit durch, in der die Graureiherpopulation in Mitteleuropa am Rande der Ausrottung stand (BAUER et al. 2005). Die BI (Median 33, Maximum 320) blieb in den eigenen Untersuchungen in der Regel gering. Innerhalb der Untersuchungsjahre und -regionen variierte die Parasitenpopulation nicht. Anhand der Datenlage kann nicht auf eine Zunahme von *A. cornu* innerhalb der Reiherpopulation geschlossen werden. So sind wiederum variierende ökologische und klimatische Verhältnisse als Ursache der ermittelten Unterschiede im Befall des Graureihers mit *A. cornu* anzunehmen.

Den zweiten Zwischenwirt von *A. cornu* bilden Fische der Familien der Cyprinidae und Percidae und Quappenstadien von Amphibien (experimentell) (TSCHERNER 1970). Im Fischwirt bilden sich vorzugsweise auf dem Peritoneum und den Mesenterien, seltener am Herzen, in der Muskulatur und im Fettgewebe die Metazerkarienzysten, die häufig durch Verwachsung der Zystenwände Klumpen bilden. TSCHERNER (1970) konnte weder an Fischen noch an Kaulquappen bei einer BI mit bis zu 200 Metazerkarien makroskopische Veränderungen feststellen. Daher kann eine geringgradige Infektion leicht übersehen werden. In einzelnen Karpfen sächsischer Teichwirtschaften fanden KAPPE & SEIFERT (unveröff.) dennoch *A. cornu*-ähnliche Metazerkarienzysten. Darüber hinaus konnten im Rahmen der Routinediagnostik zahlreiche Parasiten auf dem Epikard eines Döbels nachgewiesen werden, deren Morphologie der von *A. cornu* entsprach. Bei sehr hohen Befallsintensitäten konnten bei einem Güster eine parasitäre Kastration (BYCHOVSKAJA-PAVLOVSKAJA & PETRUŠEVSKIJ 1963) und bei ein- und zweisömmrigen Graskarpfen schwere Krankheitserscheinungen beobachtet werden (MATTHEIS 1967, MATTHEIS & ODENING 1968, 1969). Diese äußerten sich in zahlreichen Hämorrhagien und hochgradigen reaktiven Veränderungen des Peritoneums und der Mesenterien. Dadurch wurden die inneren Organe stark zusammengepresst und wiesen hochgradige Verwachsungen auf. Andere Weißfischarten (Güster, Karausche, Rotfeder, Graskarpfen) und Amphibien scheinen empfänglicher zu sein (TSCHERNER 1970). Außerdem akkumulieren die Adulti im Graureiher als Endwirt einer Nahrungskette, die sowohl Fische als auch Amphibien umfasst. Daher kann selbst ein Befall der Zwischenwirte unter der Nachweisgrenze zu einer Infektion des Endwirtes beitragen. Die Bedeutung von *A. cornu* für Karpfen sächsischer Teichwirtschaften wird bei derart geringer BI und Prävalenz unter den Karpfen als gering eingestuft.

***Posthodiplostomum cuticola* (v. Nordmann, 1832) Dubois, 1936**

In sächsischen Karpfenteichwirtschaften scheint *P. cuticola* eine untergeordnete Bedeutung zu haben. Nur in fünf Graureihern (11 %) konnte er mit einem Median von 30 nachgewiesen werden. In den eigenen Untersuchungen war keiner der Kormorane mit *P. cuticola* infiziert. FREYER (2002) konnte lediglich in einem Kormoran (0,9 %) aus Deutschland zwei Exemplare nachweisen. Auch wenn die Prävalenz selbst unter den sächsischen Graureihern recht gering ist, wird dieser offensichtlich dem Kormoran als Wirt vorgezogen. Leider liefert FREYER (2002) keine Beschreibung des Trematoden, so dass nicht geklärt werden kann, ob es sich beim Kormoran eventuell nur um einen Zufallswirt handelt. Den zweiten Zwischenwirt repräsentieren Vertreter der Cyprinidae, Esocidae und Percidae (KAMENSKI 1971, DUBOIS 1938). In Sachsen konnte nur in einem Silberkarpfen und in Plötzen die Metazerkarie von *P. cuticola* mit geringer BI gefunden werden (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, mündl. Mitteilung Dr. Joachim Herms, 10.07.07 Kreba). HALACKA et al. (2000) berichten von einer verhältnismäßig hohen Prävalenz (73 %) in Grundeln aus dem Fluss Dyje, Tschechien.

In der Haut entwickelt sich die Metazerkarie von *P. cuticola* innerhalb von drei Wochen und verursacht dabei melaninhaltige Zysten, „black spots“ (BADRAN et al. 1996, FREYER 2002). Darüber hinaus können diese Zysten auch in den Kiemen, der oberflächlichen Muskulatur, den Flossen, der Mundschleimhaut und der Hornhaut des Auges angetroffen werden (DUBOIS 1938). ECKERT et al. (1992) (zitiert in FREYER 2002) schätzen das Gesundheitsrisiko der Fische durch diese „black spots“ als gering ein. Dennoch erschweren diese die Vermarktung betroffener Fische. In den 70er Jahren des zwanzigsten Jahrhunderts traten in Silberkarpfen sächsischer Teichwirtschaften, bedingt durch einen massiven Befall, auch Todesfälle ein. Im selben Zeitraum waren Karpfen lediglich mit geringer Befallsexintensität und –intensität infiziert (mündl. Mitteilung Dr. Joachim Herms, 10.07.07 Kreba)

***Diplostomum pseudospathaceum* Niewiadomska, 1984**

In den eigenen Untersuchungen konnte in der Silbermöwe und dem Graureiher der Nachweis zweier *Diplostomum* spp. geführt werden. Vermutlich handelte es sich, bei der in der Möwe nachgewiesenen Art, um *D. pseudospathaceum*. Bei einer BI von 109 Trematoden waren makroskopisch keine Läsionen in der Darmschleimhaut sichtbar, obwohl ERASMUS (1970) mechanisch und histolytisch bedingte Läsionen durch *D. phoxini* beschrieb. Verursacht wurden diese durch das stark bedornete Tribozytische Organ und die Pseudosaugnäpfe, die sowohl der mechanischen Anheftung als auch der Sekretion bzw. Exkretion von Enzymen (saure Phosphatase) und der Absorption dienen. Der eigene Nachweis ist als Einzelbefund zu werten. Die *Diplostomum*-Art des Graureihers konnte autolysebedingt nicht näher identifiziert werden.

Das Spektrum des zweiten Zwischenwirts von *D. pseudospathaceum* ist sehr weit und umfasst über 100 Fischarten (BETTERTON 1974, als *D. spathaceum*). Cypriniden werden Perciden vorgezogen. In Gründlingen und Schmerlen führt die starke Immunreaktion meist zum

Absterben der Zerkarie (SWEETING 1974 als *D. spathaceum*). POLMIERI et al. (1977) (als *D. spathaceum*) erwähnen daneben Amphibien, Reptilien, Säugetiere und in zwei Fällen den Menschen als Zwischenwirt, wobei Zerkarien im Auge mit nachfolgendem Katarakt beobachtet wurden. Auch KOLÁROVÁ et al. (1989) schließen aus ihren Untersuchungen, dass *Diplostomum*-Zerkarien sowohl poikilotherme als auch homoiotherme Organismen als Zwischenwirt nutzen und so unter geeigneten klimatischen Bedingungen eine Badermatitis des Menschen auslösen können. Das Infektionsrisiko nimmt ab Frühjahr zu, erreicht seinen Höhepunkt im Sommer und nimmt zum Herbst wieder ab. Als Ursache gilt das saisonal unterschiedliche Auftreten des ersten Zwischenwirtes (KOTER 1962). BECKER & BRUNSON (1966) beobachteten auch im Winter alternierende Neuinfektionen mit *D. flexicaudum*, obwohl bei Wassertemperaturen unter 10 °C kein Zerkarienschlupf erfolgt. Sie führten das auf einen massiven Verzehr infizierter Mollusken durch die Fische zurück und wiesen experimentell in 4 % der untersuchten Regenbogenforellen eine Übertragung durch Ingestion der Zerkarien nach.

Die Penetration des Fischwirtes durch die Zerkarie führt zu Läsionen und Hämorrhagien der Haut und der durchwanderten Gewebe (MOCZON 1994). BETTERTON (1974) vermutet, dass die Zerkarien über das Blutgefäßsystem in die vorderen Körperabschnitte, wie Herz, Kiemen und Augen gelangen. Das Eindringen der Diplostomula in den Herzmuskel kann in Bachforellenbrut tödlich verlaufen. In den Blutgefäßen kann es zur Obstruktion kommen. Sind dabei Gefäße der Kiemen betroffen, folgen Asphyxie und Hypoxie. Zielorgan der Körperwanderung sind Linse und Glaskörper des Auges, in denen die infektiösen Metazerkarien über mehrere Monate bis zu vier Jahre (in der Plötze) überdauern können. Das führt zur Ausbildung eines Kataraktes, Zerstörung der Augenlinse, Ulzerationen der Kornea und darauf folgender Erblindung (WOOTEN 1974). Damit ist die Konkurrenzfähigkeit gegenüber anderen Fischen verringert. So kann eine Infektion mit *D. pseudospathaceum* in der Fischereiwirtschaft, v.a. in Forellenbeständen, zu großen wirtschaftlichen Einbußen führen. Neben direkten Verlusten durch eine erhöhte Mortalität entstehen indirekte Verluste durch Minderzunahmen und erschwerte Vermarktung betroffener Fische (BETTERTON 1974, BRASSARD et al. 1982 b, HECKMANN 1993, MOCZON 1994, SANMARTIN 2005). In einem Betrieb in Essex, England erblindete der gesamte, ursprünglich parasitenfreie Regenbogenforellenbestand, innerhalb der Monate Juni bis August und verendeten anschließend an einer massiven Infektion mit *Diplostomum* sp. (BETTERTON 1974). Die Mortalität infizierter Fische steigt exponentiell zur BI mit *Diplostomum* spp. (BRASSARD et al. 1982 b). Nach CROWDEN & BROOM (1980) tendieren stark befallene Tiere dazu, sich in oberflächennahen Wasserzonen aufzuhalten, wodurch sie zu einer leichten Beute für den Endwirt werden. BRASSARD et al. (1982 a) stellten fest, dass schon Fische mit geringer BI verstärkt zur Beute für Endwirte werden.

KAPPE (2004) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) entdeckten einzelne Metazerkarien von *D. pseudospathaceum* in der Linse von Karpfen sächsischer Teichwirtschaften. Die Prävalenz war jedoch gering und betrug in K1 und K2 3,3 % bis 16,7 %. Auch in Regenbogenforellen aus

Sproitz konnten PIETROCK et al. (2006) einen geringgradigen Befall mit *Diplostomum* sp. aufdecken. Ein Zusammenhang zu der nicht eindeutig bestimmbaren *Diplostomum* sp. des Graureihers ist wahrscheinlich. Anhand des untersuchten Materials ist jedoch kein Rückschluss auf eine Einschleppung durch Fisch fressende Vögel möglich. Der Befall der Silbermöwe mit *D. pseudospathaceum* ist als Einzelbefund zu werten und im Hinblick auf den Befall der Fische nicht aussagekräftig. Es wurde keine Linsentrübung in Fischen sächsischer Karpfenteichwirtschaften durch den Befall mit *D. pseudospathaceum* beobachtet. Die Schädigung von Metazerkarien in der Augenlinse ist von der Fischart abhängig. Besonders Plötze, Brasse, Gründling, Kaulbarsch und Schmerle sind sensibel, während Schleie, Bachforelle, Hecht und Flussbarsch weniger zur Ausbildung eines Kataraktes neigen (SWEETING 1974). Es scheint, dass Karpfen eine Infektion mit diesem Parasiten gut tolerieren (KAPPE 2004). Die Bedeutung innerhalb sächsischer Karpfenteichwirtschaften ist trotz der gesundheitlichen Risiken für die Fische als gering einzustufen.

***Hysteromorpha triloba* (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931**

Lediglich in zwei der untersuchten Graureiher (4,3 %) konnte *H. triloba* mit maximal zehn Parasiten nachgewiesen werden. Im Kormoran zeigte sich im Untersuchungszeitraum ein signifikanter Anstieg der Prävalenz von 18 % auf 84 % mit einer maximalen BI von 205 Parasiten. Die für 2004 ermittelte Prävalenz liegt innerhalb des Rahmens der Beschreibungen für Kormorane Deutschlands. Dennoch liegt sie deutlich über der für Sachsen ermittelten BE von 60 % (FREYER 2002). Die im Jahr 2003 errechnete Prävalenz erscheint dagegen sehr gering. Insgesamt ergibt sich für den Untersuchungszeitraum eine BE von 52,7 %, was den Ergebnissen von FREYER (2002) in Sachsen und auch von NAŠINCOVÁ et al. (1993 b) in Tschechien entspricht. Es handelt sich also offensichtlich um natürliche Schwankungen der Parasitenpopulation. Die BI mit einem Median von 17 und einem Mittelwert von 43,8 Exemplaren kommt den von FREYER (2002) und NAŠINCOVÁ et al. (1993 b) berechneten Werten zwischen 18 und 40,7 nahe.

Die Zerkarie von *H. triloba* kann zahlreiche Cypriniden sowie Perciden, Siluriden oder Esociden oder die Kaulquappen verschiedener Frosch- und Krötenarten als zweiten Zwischenwirt aufsuchen. Die Metazerkarien bilden in den dorsalen und abdominalen Muskelgruppen, seltener unter der Haut, Zysten (NAŠINCOVÁ et al. 1993 b, SCHUSTER et al. 1998, REIMER 2001). KAPPE (2004) fand bei den untersuchten Karpfen keine Hinweise auf eine Infektion mit *H. triloba*. In Schleien und Plötzen der Halterungsanlage Sproitz konnte dagegen eine Infektion mit geringer BI und ohne klinische Relevanz nachgewiesen werden (PIETROCK et al. 2006). Deshalb wird die Bedeutung dieses Parasiten innerhalb der sächsischen Karpfenteichwirtschaften als gering eingestuft.

***Holostephanus dubinini* Vojtek und Vojtkova, 1968**

Die Verbreitung von *H. dubinini* war in den untersuchten Vögeln sehr gering. Im Jahr 2004 konnten lediglich sieben Kormorane (14,3 %) als Endwirt von *H. dubinini* bestimmt werden. Innerhalb des gesamten Untersuchungszeitraumes ergab sich eine Befallsextenstität von 7,5 %. Kormorane aus Kleinbeucha (Westsachsen) (15,6 %) waren dabei häufiger befallen als die Ostsachsens (3,3 %). Die ermittelten Werte lagen zwischen den für Tschechien (44 %) und Deutschland (4 %) angegebenen Werten (NAŠINCOVÁ et al. 1993 b, FREYER 2002). Die Teichgebiete Böhmens bieten wohl durch andere natürliche Gegebenheiten günstigere Bedingungen für *H. dubinini*. Möglicherweise gilt dies auch für Westsachsen, wo die Kormorane auch an Fließgewässern jagen (SEICHE & WÜNSCHE 1999). Zudem muss das Wanderverhalten der Kormorane berücksichtigt werden, die sich gegebenenfalls in einer anderen Region infizierten. Die BI schwankt in der eigenen Studie zwischen einem und 92 Exemplaren und wurde durch einen Mittelwert von 21 und einen Median von eins charakterisiert. Das entsprach etwa den Angaben in der Literatur (NAŠINCOVÁ et al. 1993 b, FREYER 2002). In Cypriniden (zweiter Zwischenwirt) aus Sachsen gelang der Nachweis dieses Parasiten nicht (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006). Die Zerkarie von *H. dubinini* enzystiert in Kiemen und Muskulatur (VOJTEK & VOJTKOVA 1968, NAŠINCOVÁ et al. 1993 b, SCHUSTER et al. 2001). Die Resultate lassen keine Aussage über eine durch den Kormoran bedingte Einschleppung zu.

***Renicola lari* Timon-David, 1933**

Die adulten Stadien von *R. lari* parasitieren ausschließlich in den Nieren verschiedener Familien der Möwenvögel und des Fischadlers (SKRYABIN 1947, MATSKÁSI 1974, PREVOT & BARTOLI 1978, KENNEDY & FRELIER 1984, LAFUENTE et al. 1998). Die untersuchte Silbermöwe wies eine teils hochgradige granulomatöse Nephritis auf, die durch einen Befall mit 316 *R. lari* hervorgerufen wurde. Histologische Untersuchungen zeigten, dass sich die adulten Stadien paarweise in den Nierentubuli verkapseln. Das führte zur Kompression des Nierenparenchyms mit folgender Degeneration und Nekrose des Gewebes, weiterhin zur Dilatation und Obliteration der Nierentubuli sowie zu Vaskulitiden und Embolien der Nierengefäße durch Trematodeneier. Histopathologisch konnten allerdings nur geringgradige oder keine Gewebsreaktionen festgestellt werden. Hohe Befallsintensitäten können jedoch als zusätzlicher Stressor wirken und einen schlechten Allgemeinzustand und sogar den Tod des Wirtes herbeiführen (KENNEDY & FRELIER 1984, SANMARTIN et al. 2005). Allerdings konnte kein unmittelbarer Zusammenhang zwischen der Infektion mit *R. lari* und dem Tod der Silbermöwe festgestellt werden. Da es sich um ein Einzeltier handelte, kann kein Rückschluss auf die übrige Population gezogen werden.

Marine Mollusken sind als erster und Ährenfische als zweiter Zwischenwirt beschrieben (PREVOT & BARTOLI 1978, KULACHKOVA & GROZDIKOVA 1982). In anderen Fischgattungen (*Gobio*, *Mugil*, *Syngnathus*) kam es zur Verdauung der Zerkarie im Darm oder sie degenerierte

auf der Wanderung durch die Bauchhöhle (PREVOT et BARTOLI 1978). Auf Grund der Wirtsspezifität gegenüber marinen Zwischenwirten, besitzt *R. lari* sehr wahrscheinlich keine Bedeutung für die sächsischen Karpfenteichwirtschaften.

***Tylodelphis excavata* Szidat, 1935 (Rudolphi, 1803)**

Der Nachweis von *T. excavata* gelang im Untersuchungsjahr 2004 in fünf Graureihern (11 %) der Teichwirtschaften Kleinbeucha und Grüngrabchen. Die BI betrug im Median 22. Als zweiter Zwischenwirt von *T. excavata* sind Lurche beschrieben, so dass eine Etablierung des Parasiten in Fischen sächsischer Karpfenteichwirtschaften unwahrscheinlich ist. Dennoch gaben KAPPE (2004) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) eine Prävalenz der Metazerkarien von *Tylodelphis* spp. in sächsischen Teichwirtschaften von 10 % in K1 und von bis zu 26,7 % in K2 an, wobei die BI als sehr gering beschrieben wird. Hierbei handelte es sich sehr wahrscheinlich um eine der anderen Arten (z.B. *T. clavata*, *T. podicipina*) bei denen Vertreter der Lappentaucher den Endwirt repräsentieren.

***Paryphostomum radiatum* (Dujardin, 1845)**

In drei Graureihern (7 %) Ostsachsens konnte *P. radiatum* nachgewiesen werden. Die BI betrug vier, 40 und 192 Exemplare. Dagegen war die Prävalenz von 86 % für *P. radiatum* in den untersuchten Kormoranen entsprechend den Angaben in der Literatur sehr hoch. Das Befallsmaximum lag mit 1150 Individuen je Kormoran extrem hoch. Der Median von 67 und das arithmetische Mittel der BI von 124 Exemplaren übertrafen die Angaben von FREYER (2002) für Sachsen deutlich. Es scheint eine deutliche Zunahme der Abundanz unter sächsischen Kormoranen aufzutreten. Der Graureiher dient wohl eher als Gelegenheitswirt für *P. radiatum*.

Obwohl NAŠINCOVÁ et al. (1993 a) neben zahlreichen anderen Fischarten den Karpfen als zweiten Zwischenwirt für *P. radiatum* nachwiesen, zeigten Karpfen sächsischer Teichwirtschaften keine Hinweise auf das Vorliegen einer Infektion mit *P. radiatum* (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006). Allerdings sind die Metazerkarienzysten sehr klein und können besonders bei geringer BI leicht übersehen werden (REIMER 2001). Die Bedeutung von *P. radiatum* für Karpfen sächsischer Teichwirtschaften wird, trotz deutlicher Zunahme der Abundanz im Kormoran, als sehr gering eingeschätzt.

***Petasiger* Dietz, 1909**

Die ermittelte Prävalenz der Kormorane mit *P. exaeretus* von 22,7 % (2003) und 71,4 % (2004) lag eindeutig über den maximal 17 %, die in der Literatur beschrieben wurden (NAŠINCOVÁ et al. 1993, GARIPPA et al. 1996, FREYER 2002). Zwischen den Untersuchungsjahren zeigte sich ein deutlicher Anstieg der Prävalenz. Obwohl die BI von *P. exaeretus* in den eigenen

Untersuchungen gewöhnlich gering war und im Median nur vier Parasiten je Vogel betrug, lagen die Maxima mit bis zu 110 Parasiten je Vogel weit über vergleichbaren Angaben aus anderen Studien (max. 14 Exemplare) (NAŠINCOVÁ et al. 1993, FREYER 2002). Es scheint sich eine Ausbreitung dieses Parasiten anzudeuten, obwohl die fehlende Kontinuität der Untersuchungen die Aussagekraft einschränkt.

P. phalacrocoracis war einer der Parasiten mit der höchsten Abundanz. Dieser Umstand deckt sich mit den Angaben von NAŠINCOVÁ et al. (1993 b), FREYER (2002) und KANAREK et al. (2003). Die BE von 56,8 % im Jahr 2003 erschien relativ gering, entsprach im Jahr 2004 mit 91,8 % allerdings den Werten, die FREYER (2002) für Sachsen und KANAREK et al. (2003) für Polen ermittelten. NAŠINCOVÁ et al. (1993 b) gaben noch höhere Werte an. SULGOSTOWSKA (1960 b) beschrieb vermutlich *P. phalacrocoracis* als *P. exaeretus*. Die BI wurde von ihr mit maximal 8500 Individuen angegeben, wobei dieser Trematode in allen untersuchten Kormoranen auftrat. Dies entspricht auch der in diesen Untersuchungen nachgewiesenen maximalen BI von 8185. Dass die mittlere BI einige hundert Exemplare betrug, ist nicht ungewöhnlich (NAŠINCOVÁ et al. 1993 b, KANAREK et al. 2003). Lediglich FREYER (2002) gab Werte unter 100 Individuen an. In der eigenen Untersuchung betrug sie 179 (2003) bzw. 663 (2004). Der Median lag bei 147 Exemplaren und blieb während der zwei Jahre konstant.

Obwohl die Gattung *Petasiger* DIETZ, 1909 und besonders ihr Vertreter *P. phalacrocoracis* sehr weit verbreitet ist, ist in der Literatur wenig über ihren Lebenszyklus bekannt. Da der Kormoran als Endwirt dient, bilden höchstwahrscheinlich Fische den zweiten Zwischenwirt. Über die Verbreitung von *Petasiger* spp. in Karpfen sächsischer Teichwirtschaften ist nichts bekannt. Die Bedeutung einer Infektion des Fisches mit Metazerkarien ist vermutlich für die Fischereiwirtschaft sehr gering.

***Echinoasmus belocephalus* Linstow, 1873**

Die Population von *E. belocephalus* zeigt starke zeitliche und örtliche Schwankungen. So war die Prävalenz unter sächsischen Graureihern mit 25 % (2003) und 33,3 % (2004) z.T. deutlich höher als bisher in Europa beobachtet (BEZUBIK 1956, SULGOSTOWSKA 1960 b). Auch der Anstieg der Befallsextenstität zwischen den Untersuchungsjahren war hoch signifikant. Ebenso trat *E. belocephalus* in der Teichwirtschaft Kleinbeucha (Westsachsen) häufiger auf als in Teichwirtschaften Ostsachsens. Die in Polen beobachtete maximale BI von 450 Exemplaren lag zwischen den eigenen Maximalwerten von 130 bis 1053 (BEZUBIK 1956, SUGOLSTOWSKA 1960 b). Unterschiedliche biotische und abiotische Faktoren, die Einfluss auf die Untersuchungsergebnisse von BEZUBIK (1956) und SUGOLSTOWSKA (1960 b) in Polen einerseits und die Ergebnisse dieser Arbeit andererseits gehabt haben können, erschweren den Vergleich. Sicher ist, dass die Populationen vieler Vogelarten, wie Graureiher und zahlreiche Taggreifvögel in dieser Zeit in Europa zunahmen. Somit wurden möglicherweise auch die

Lebensbedingungen für *E. belocephalus* günstiger. Eine abschließende Aussage über die Populationsdynamik dieses Parasiten ist an Hand dieser Untersuchungen jedoch nicht möglich.

Die Zerkarie von *E. belocephalus* sucht Cypriniden und Kaulquappen von Anuren als zweiten Zwischenwirt auf um sich in deren Kiemen zur infektiösen Metazerkarie zu entwickeln. Karpfen dienen scheinbar nicht als Zwischenwirt. So konnten auch KAPPE (2004) und PIETROCK et al. (2006) in den untersuchten Speisekarpfen keine Metazerkarien von *E. belocephalus* nachweisen. Ein Einfluss dieses Parasiten auf sächsische Karpfenteichwirtschaft besteht damit offenbar nicht.

Das Spektrum der potentiellen Endwirte ist sehr weit und umfasst neben Fisch fressenden Vögeln auch das Haushuhn (SONIN 1985). Unter den mehr als 40 *Echinoasmus* spp. sind ferner vier Arten als durch Fische übertragene Zoonoseerreger bekannt. Vor allem ärmere Bevölkerungsschichten Asiens sind betroffen (FRIED et al. 2004, CHAI et al. 2005). *E. belocephalus* wurde allerdings noch nicht als Zoonoseerreger beobachtet. Obwohl das Spektrum der Endwirte weit ist, beinhaltet es keine Säugetiere. Somit ist eine Infektion des Menschen unwahrscheinlich.

***Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814**

In Sachsen konnte in den eigenen Untersuchungen nur eine sehr geringe Verbreitung von *C. complanatum* nachgewiesen werden. Lediglich ein Kormoran (1,1 %) der Teichwirtschaft Niederspree war mit einem Exemplar infiziert. In anderen Regionen, z.B. Brasilien und Japan, ist dieser Parasit in Graureiher und Olivenscharbe wesentlich weiter verbreitet. Der Silberreiher hat dagegen eine geringe Bedeutung für den Lebenszyklus von *C. complanatum* (AOHAGI et al. 1992, DIAS 2002). So konnte auch in dem selbst untersuchten Silberreiher kein Befall mit diesem Trematoden nachgewiesen werden.

Cypriniden und Perciden dienen als zweiter Zwischenwirt (SKRJABIN 1947, AOHAGI et al. 1992, CHUNG et al. 1995, RIM et al. 1996). Bei Befallsintensitäten von bis zu 13 Exemplaren je Fisch erreichte die Prävalenz abhängig von der Art bis zu 88,9 % (CHUNG et al. 1995). Die Metazerkarie überdauerte bis zu vier Jahre im Fisch (MARTIN 2004). Jüngere Fische wiesen dabei eine höhere Prävalenz auf als ältere. Es wurde eine erhöhte Mortalität infizierter Jungfische, Resistenzentwicklung oder unterschiedliche Aufenthaltsräume für Jung- und Altfische als Ursache vermutet (MALEK & MOBEDI 2001). So beobachteten LO et al. (1982) und CHUNG et al. (1995), dass die Vitalität befallener Fische nachhaltig beeinträchtigt war. Das führte zu wirtschaftlichen Einbußen und zur bevorzugten Bejagung durch Fisch fressende Vögel. In Fischen verschiedener Altersstufen konnten keine Metazerkarien nachgewiesen werden (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Anhand der eigenen Ergebnisse wird die Bedeutung für sächsische Karpfenteichwirtschaften sowie als Zoonoseerreger für den Verbraucher als extrem gering eingestuft (YAMASHITA 1938, HIRAI et al. 1987, UMEGEI et al. 1990, YOSHIMURA et al. 1991, CHUNG et al. 1995, KIFUNE et al. 2000).

***Bilharziella polonica* Kowalewski, 1895**

Im Untersuchungsjahr 2004 konnte in vier Graureihern (8,7 %) jeweils ein Exemplar von *B. polonica* nachgewiesen werden. Eine höhere Prävalenz und BI kann allerdings nicht ausgeschlossen werden, denn es handelt sich hierbei um Zufallsbefunde, da die Mesenterialgefäße methodisch bedingt nicht vollständig inspiziert wurden. Weil Fische nicht in den Lebenszyklus von *B. polonica* einbezogen sind, geht für Karpfen keine Bedrohung aus. Für am und im Gewässer arbeitende oder badende Personen ergibt sich allerdings das Risiko einer Badedermatitis. HORAK & KOLOROVA (2000) wiesen im Experiment das Durchdringen der Haut von Mäusen durch Metazerkarien von *B. polonica* nach. Obwohl beim Menschen bisher kein Eindringen der Metazerkarien in die Haut beobachtet werden konnte, kann eine Infektion nicht ausgeschlossen werden (ZBIKOWSKA 2003).

5.3.3 Nematoden

***Syncuaria squamata* (Linstow, 1883)**

Insgesamt 30 (32,8 %) der untersuchten Kormorane waren mit *S. squamata* infiziert. Dabei zeigte sich eine deutliche Zunahme der BE innerhalb der Untersuchungsjahre von 20,5 auf 42,9 %. Entsprechend den Angaben in der Literatur (MORAVEC 1990, DEZFULI et al. 2002, KANAREK & ROLBIECKI 2006) unterlag die Population von *S. squamata* auch in den eigenen Untersuchungen lokal sowie zeitlich starken Schwankungen. Dennoch blieb die BE unter der in einer polnischen Studie, wo 63,8 % der Kormorane infiziert waren (KANAREK & ROLBIECKI 2006). Die BI entsprach in Sachsen mit einem Median von vier und einem Maximum von 30 etwa den Werten, die in Tschechien und Italien ermittelt wurden (MORAVEC 1990, DEZFULI et al. 2002). Damit lag sie deutlich unter den Ergebnissen von KANAREK & ROLBIECKI (2006). Neben ökologischen, regional und klimatisch bedingten Schwankungen ist dafür vermutlich das Alter der untersuchten Kormorane verantwortlich. In die eigenen Untersuchungen wurden nur ausgewachsene Vögel einbezogen, während KANAREK & ROLBIECKI (2006) überwiegend Nestlinge und gerade flügge gewordene Jungvögel untersuchten. Von den adulten polnischen Kormoranen war nur einer (3,7 %) infiziert. Es kann wahrscheinlich von einer relativ gleichmäßigen Verbreitung dieses Parasiten über Mitteleuropa ausgegangen werden.

Fische, darunter auch die Cypriniden, dienen *S. squamata* als Transport- und Sammelwirte (BARUŠ et al. 1978, WONG & ANDERSON 1987, MORAVEC & SCHOLZ 1994). Neben der direkten Übertragung von den Eltern auf die Jungtiere (ANDERSON 1987, MORAVEC 1990), stellen sie wohl die Hauptinfektionsquelle für Kormorane dar. In sechs Karpfen schlug ein Infektionsversuch fehl (MORAVEC & SCHOLZ 1994). Auch KAPPE (2004), KAPPE & SEIFERT (unveröff.) und PIETROCK et al. (2006) konnten in Karpfen keine Larven nachweisen. Ebenso waren von zehn Schleien aus Südböhmen (Tschechien) lediglich zwei mit jeweils einer Larve von *S. squamata* infiziert. Die bis zu 1,56 mm große L III haftete eingekapselt in Wirtsgewebe

an der Darmserosa. In den meisten Fischarten liegt sie jedoch frei in der Bauchhöhle, meist auf der Serosa des Darmes (MORAVEC & SCHOLZ 1994). Die geringe Abundanz unter Fischen erklärt sich möglicherweise durch die hohe Mortalität von mit *S. squamata*-Larvenstadien befallenen Ostracoda. Weiterhin gilt *S. squamata* als spezifischer Parasit der Phalacrocoracidae, obwohl er auch bei Greifvögeln beschrieben ist (BARUŠ et al. 1978). Das enge Endwirtspektrum wirkt einer hohen Populationsdichte entgegen. So ist die Bedeutung für sächsische Karpfenteichwirtschaften als sehr gering zu beurteilen. Auswirkungen auf den Gesundheitszustand des Kormorans sind trotz einer BI von bis zu 30 Parasiten nicht sicher zu beurteilen, da die Infektion immer von einem mehr oder weniger starken Befall mit *C. rudolphii* begleitet war. Über das Maß der Beteiligung von *S. squamata* an der Entstehung der Läsionen der Magenschleimhaut kann deshalb keine Aussage getroffen werden.

***Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825)**

BRGLEZ (1989) beschrieb blutige und ulzerative Läsionen der Speiseröhrenschleimhaut der Endwirte durch *C. obvelatus*. Bei Befallintensitäten mit bis zu drei Exemplaren konnte in Weißkopfmöwen kein Einfluss auf die Körperkondition festgestellt werden. Es zeigten sich aber größere Schwankungen des Körpergewichts innerhalb der Untersuchungsjahre, während dieses in nicht befallenen Tieren über drei Untersuchungsjahre weitgehend konstant blieb. Erst ein gleichzeitiger Befall mit *Tetrabothrius erostris* korrelierte negativ mit der Körperkondition (BOSCH et al. 2000). Auch in der Silbermöwe in der eigenen Untersuchung konnte bei einer BI von vier Exemplaren kein Einfluss auf die Körperkondition festgestellt werden. WONG & ANDERSON (1982 b) stellten heraus, dass der Fisch als paratenischer Wirt dienen kann und wohl die Hauptinfektionsquelle Fisch fressender Vögel darstellt. Obwohl sich die L III auch in den Mesenterien von Cypriniden verkapselt, konnte der Karpfen nicht experimentell infiziert werden. Karpfen sächsischer Karpfenteichwirtschaften wiesen ebenfalls keine Entwicklungsstadien von *C. obvelatus* auf, so dass diesem Parasiten keine Bedeutung für Karpfen sächsischer Teichwirtschaften zukommt (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.).

***Desmidocercella numidica* (Seurat, 1920)**

Fische können *D. numidica* als paratenische Wirte dienen. In diesen wandern die Larven in den Glaskörper des Auges ein und werden so von Fisch fressenden Vögeln mit der Beute aufgenommen (DOGIEL & BYKHOVSKY 1939, DUBININ 1948). Obwohl dieser Parasit in Sachsen 2004 bei 46,3 % der Graureiher verbreitet war (Spanien 36 %, Polen 4 %), konnten bisher keine Entwicklungsstadien in Karpfen oder anderen Fischarten in Sachsen nachgewiesen werden (BEZUBIK 1956, KAPPE 2004, NAVARRO et al. 2005, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Die BI von 22 *D. numidica* im Silberreiher erschien recht hoch im Vergleich zum Graureiher. Dort war sie stets gering und überschritt nie acht Exemplare. Im Mittel betrug sie nur 2,4 *D. numidica* je Graureiher, während sie in der Studie von NAVARRO et al. (2005) sogar 5,5 Exemplare als Mittelwert erreichte. Das Risiko einer Einschleppung in sächsische Karpfen-

und Fischbestände durch Grau- und Silberreiher ist nach dem derzeitigen Kenntnisstand zum Entwicklungskreislauf nicht abzuschätzen. Ebenso unklar bleiben die Infektionsquellen der Vögel. Der fehlende Nachweis im ersten Untersuchungsjahr erklärt sich am besten durch die natürlichen Populationsschwankungen von *D. numidica* und den geringen Stichprobenumfang. Entsprechend den eigenen Ergebnissen wurden auch von anderen Autoren nur selten gravide Weibchen beschrieben (ANDERSON 1959, BARUŠ et al. 1978).

Am häufigsten waren *D. numidica* im Ösophagus, Trachea, Leber und Darm anzutreffen. Dies entsprach den Ergebnissen von ANDERSON (1959) und SEPÚLVEDA et al. (1999). Auch in den eigenen Untersuchungen konnte eine postmortale Migration der Nematoden oder eine sekundäre Verschleppung nicht ausgeschlossen werden, da die Luftsäcke und Lungen häufig durch die Schussverletzung eröffnet waren.

***Desmidocercella incognita* Solonistin, 1932**

D. incognita konnte in jeder der untersuchten Teichwirtschaften nachgewiesen werden. Die Infektion mit *D. incognita* trat in Kormoranen Ostsachsens (59,0 %) signifikant häufiger und mit höherer BI auf als in Westsachsen (40,6 %). Während des Untersuchungszeitraumes zeigte sich außerdem ein deutlicher Anstieg der Prävalenz von 38,6 % auf 65,3 %. Dies könnte einen von Osten her ausgehenden Anstieg der Population von *D. incognita* anzeigen. Allerdings ist die Prävalenz unter den Kormoranen insgesamt (52,7 %) noch deutlich geringer, als sie von FREYER (2002) für Sachsen (60 %) angegeben wird. Die maximale BI von 36 Exemplaren und die mittlere BI von 5,8 Exemplaren unterschreiten ebenfalls das von FREYER (2002) angegebene Maximum von 76 und den Mittelwert von 15 deutlich. Der Median in den eigenen Untersuchungen liegt mit drei Exemplaren niedrig. Deshalb wird wiederum die natürliche Schwankungsbreite dieses Parasiten als Ursache für die beobachteten Unterschiede angenommen. Außerdem wurde *D. incognita* in einzelnen Graureihern (11 %) nachgewiesen. Die BI betrug dabei maximal zwei Exemplare. Obwohl der Graureiher als Endwirt beschrieben ist (BARUŠ et al. 1978), sind in jüngeren Publikationen in Europa keine Nachweise mehr geführt worden.

Trotz der weiten Verbreitung (SKRYABIN et al. 1967, BARUŠ et al. 1978) ist wenig über den Lebenszyklus dieses Parasiten bekannt. Es wird vermutet, dass Fische ähnlich wie bei *D. numidica* als Transport- und Sammelwirt dienen können. Allerdings fand KAPPE (2004) in sächsischen Speisekarpfen keine Hinweise auf eine Infektion, die diese Theorie untermauern.

***Contraecaecum rudolphii* Hartwich, 1964**

In 91 Kormoranen (97,8 %) konnte in den eigenen Untersuchungen *C. rudolphii* nachgewiesen werden. NOTTENKÄMPER et al. (1999) und FREYER (2002) ermittelten in Kormoranen Süd-, Nord- und Mitteldeutschlands eine vergleichbar hohe BE. Sie erreichte in Sachsen 96,0 %. Der

Median der BI nahm im Untersuchungszeitraum von 37 auf 63 zu, während FREYER (2002) einen Mittelwert von 108,5 Exemplaren je Kormoran ermittelte. Dies liegt im Bereich natürlicher Schwankungen in der Parasitenpopulation und es kann somit nicht von einer Zunahme der *C. rudolphii*- Population unter den Kormoranen gesprochen werden.

Neben Libellen dienen Fische als zweiter Zwischenwirt. Nach HOFFMANN (1970) besteht keine Wirtsspezifität unter den Fischarten. Die L II konnte sowohl in Salz- als auch in Süßwasserfischen nachgewiesen werden. Schleien gelten als paratenischer Wirt (HUIZINGA 1966, MOZGOVOY et al. 1965, 1968). Trotz zum Teil erheblicher Befallsintensitäten der Fische, konnte kaum ein Effekt auf die Körpermasse ermittelt werden (MALVESTUTO & OGAMBO-ONGAMA 1978, FREYER 2002). Allerdings können die mit dem bloßen Auge sichtbare L III die Vermarktung betroffener Fische erheblich erschweren. Auch wenn die BE und BI unter den Kormoranen aus dem Umfeld sächsischer Teichwirtschaften sehr hoch waren, konnten in den untersuchten Karpfen keine Larven von *C. rudolphii* nachgewiesen werden (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006). Da NOTTENKÄMPER et al. (1999) mit hoher Wahrscheinlichkeit die Einschleppung von *C. rudolphii* durch Fisch fressende Vögel in den Chiemsee nachwiesen, sind regelmäßige Untersuchungen der Fische empfehlenswert.

In den eigenen Untersuchungen war *C. rudolphii* entweder mit dem Vorderteil in die Schleimhaut des Proventrikulus und Magens eingebohrt oder lag frei im Magenlumen, wo er sich von den aufgenommenen Fischen ernährte. In 64 % der infizierten Kormorane zeigten sich multiple Ulzerationen, flächige Rötungen und Petechien in der Schleimhaut durch die Anheftung des Wurmes an die Mukosa des Proventrikulus und des Magens. Die pathologischen Veränderungen waren in 10 % der Kormorane hochgradig. Diese Werte liegen deutlich über dem Ergebnis von NOTTENKÄMPER et al. (1999), die jedoch einen weitaus höheren Anteil frei im Lumen befindlicher *C. rudolphii* beobachteten. Als Ursache für hochgradige Läsionen wird Futtermangel angegeben (NOTTENKÄMPER et al. 1999). Auch in den eigenen Ergebnissen waren mittel- bis hochgradige Läsionen mit einem geringeren Mageninhalt assoziiert. Das Körpergewicht dieser Vögel unterschied sich jedoch nicht von dem der Vögel mit geringeren Veränderungen der Magenwand. Vielleicht hatten Vergrämnungsmaßnahmen einen Effekt auf die Regelmäßigkeit der Futteraufnahme, so dass längere Intervalle zwischen den Fangzügen höhergradige Veränderungen bedingten. Kormorane mit höhergradigen Veränderungen wiesen zudem eine deutlich höhere mittlere BI auf. In den eigenen Untersuchungen konnte in einem Kormoran mit einer BI von 149 Exemplaren sogar das Durchdringen der Magenwand durch *C. rudolphii* nachgewiesen werden. Dieser Fall tritt selten auf und ist stets mit einer sehr hohen BI verbunden (SARASHINA et al. 1987, NOTTENKÄMPER et al. 1999, ABOLLO et al. 2001). ABOLLO et al. (2001) vermuten, dass eine Peritonitis und der Tod des Wirtes folgen können, wenn dieser weiteren Stressoren, wie bakteriellen Infektionen und/oder xenobiotischen Faktoren (z.B. Öl), ausgesetzt ist. Im Allgemeinen ist selbst eine hohe BI nicht die unmittelbare Todesursache. Auch im Ösophagus und Dünndarm konnte *C. rudolphii* nachgewiesen werden, wohin er wahrscheinlich postmortal auswanderte.

Möglicherweise spielt *C. rudolphii* eine Rolle bei der Anisakidose des Menschen und Fisch fressender Säugetieren. Diese äußert sich durch einen stark schmerzenden Magen bzw. Dünndarm, nachdem ungenügend erhitzte infizierte Fische verzehrt wurden und ist in Deutschland, Frankreich und Korea beschrieben (SCHAUM et al. 1967, MUDRY et al. 1986, IM et al. 1995). Durch Temperaturen über 60 °C für mindestens eine Minute oder Tiefkühlen bei -20 °C für mindestens 24 Stunden werden die infektiösen Larven abgetötet (SMITH & WOOTTEN 1987). Daher ist in Sachsen bei traditioneller Zubereitung der Fische eine Infektion des Menschen eher unwahrscheinlich.

***Eucoleus contortus* (Creplin, 1839) Gagarin, 1951**

E. contortus wurde seit BARUŠ et al. (1978) nicht mehr in der Literatur als Parasit des Kormorans erwähnt. Dennoch handelt es sich bei dem einzelnen nachgewiesenen männlichen Exemplar aus der Teichwirtschaft Kleinbeucha eindeutig um diese Kapillarenart, da die Spikularscheide die typische Bedornung aufwies. Pathologische Veränderungen waren nicht nachweisbar.

Fische spielen im Lebenszyklus von *E. contortus* keine Rolle, doch es sind aus den USA Berichte bekannt, die erhebliche wirtschaftliche Verluste in Hausentenpopulationen beschreiben (THRELLFALL 1967). Es besteht bei mehreren Vogelarten ein Zusammenhang zwischen dem Befall von *E. contortus* (z.T. als *Capillaria contorta*) und einer schlechten Körperkondition (BOSCH et al. 2000, BETLEJEWSKA 2002, CALVETE et al. 2003). Die Entzündungsreaktion und nachfolgende Nekrosen der Schleimhaut der Speiseröhre führen zur Lumeneinengung mit erschwertem Schluckvorgang und Anschoppung von Nahrung in der Speiseröhre. Letztere kann Druck auf Trachea und *Nervus vagus* ausüben und so die Atmung beeinträchtigen. Junge Tiere scheinen empfänglicher für eine Infektion mit *E. contortus* zu sein, obwohl die Prävalenz mit dem Alter der Tiere zunimmt (BETLEJEWSKA 2002).

***Baruscapillaria* spp.**

Baruscapillaria spp. sind mit einer BE von 29,0 % in Kormoranen in ganz Sachsen verbreitet. Dabei zeigte sich im zweiten Untersuchungsjahr eine Zunahme der BE von 20,5 % auf 36,7 %. Auch die durch FREYER (2002) nachgewiesene Prävalenz in Kormoranen Sachsens für *B. carbonis* (als *Capillaria carbonis*) liegt deutlich unter dem Wert des zweiten Untersuchungsjahres. Auf Sardinien untersuchte Kormorane zeigten eine BE von 30 % (GARIPPA et al. 1996). Auch hier gilt es, natürliche Populationsschwankungen zu beachten. Möglicherweise begünstigten das wärmere Klima oder die marine Lage Sardiniens eine Infestation. Die BI mit *Baruscapillaria* spp. blieb in den eigenen Untersuchungen stets gering mit maximal acht, im Median einem und im Mittelwert zwei Exemplaren. FREYER (2002) gab ebenfalls einen Mittelwert von 1,8 bis 3,0 Exemplaren je Kormoran an. Die morphometrischen Parameter deuten an, dass es sich bei den nachgewiesenen *Baruscapillaria* spp. um die zwei Arten *B. carbonis* (Dubinin & Dubinina, 1940) und *B. rudolphii* Moravec, Scholz & Našincová 1994

handeln könnte. Eine eindeutige Artdiagnose war jedoch nicht möglich. Da als Endwirt dieser *Baruscapillaria* spp. nur Fisch fressende Vögel beschrieben sind, erwartet FRANTOVA (2001) einen Lebenszyklus, in dem der Fisch eine Rolle spielt. Andere Mitglieder dieser Gattung weisen jedoch stets einen direkten Lebenszyklus auf (MORAVEC 1987). Daher war es nicht nachvollziehbar, wo sich die Vögel infiziert haben könnten und ob ein Einfluss auf sächsische Karpfenteichwirtschaften möglich ist. Bisher bestehen dafür jedoch keine Hinweise.

5.3.4 Acanthocephala

Corynosoma strumosum (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904

Im Jahr 2003 konnte in lediglich 13,6 % der Kormorane ein Befall mit *C. strumosum* festgestellt werden. Kormorane in West- und Ostsachsen waren gleichermaßen betroffen. Sowohl Süß- und Salzwasserfische als auch aquatile Schnecken können als paratenische Wirte genutzt werden und damit ein Reservoir bilden (NUORTEVA 1966, MARGOGLIS & McDONALD 1986, O'NEILL & WHELAN 2002). Karpfen sächsischer Teichwirtschaften waren jedoch nicht mit Entwicklungsstadien dieses Parasiten befallen (KAPPE 2004, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Deshalb wird diesem Parasiten in sächsischen Teichwirtschaften keine Bedeutung zugemessen.

Obwohl einige der aufgefundenen *C. strumosum* mit ihrem Vorderteil in der Darmschleimhaut steckten, waren keine makroskopischen Veränderungen am Darm sichtbar. Dies erklärt sich möglicherweise aus der relativ geringen BI von maximal 60 *C. strumosum* je Kormoran. Auch in der Literatur finden sich keine Angaben, welche pathologische Veränderung eine Infektion im Kormoran auslösen kann. Auch Säugetiere, v.a. Meersäuger zählen zu den potentiellen Endwirten. So diagnostizierten ITO et al. (1998) im Dünn- und Dickdarm einer stark befallenen Kegelrobbe eine katharrhalische Entzündung. In einem Seeelefant induzierte *C. strumosum* eine durch einen Tumor bedingte Verlegung des Darmkanals (O'NEILL & WHELAN 2002). Im Amerikanischen Mink verlief die Infektion mit *C. strumosum* tödlich (NUORTEVA 1966).

5.4 Schlussfolgerung

In den untersuchten Graureihern und Kormoranen, dem Silberreiher und der Silbermöwe gelang der Nachweis von insgesamt 29 Endohelminthenarten bzw. -gattungen. Die Entwicklungsstadien von fünf dieser 29 Helminthenarten/gattungen konnten KAPPE (2004), PIETROCK et al. (2006) und KAPPE & SEIFERT (unveröff.) in Fischen sächsischer Teichwirtschaften nachweisen: Die Plerozerkoide der zwei Zestodenarten *Neogryporhynchus cheilancristrotus* und *Paradilepis scolecina* und die Metazerkarien des Trematoden *Diplostomum pseudospathaceum* wurden im Karpfen diagnostiziert. In weiteren Cypriniden (Silberkarpfen, Schleie und Plötze) fanden sich die Metazerkarienzysten von *Hysteromorpha triloba* und *Posthodiplostomum cuticola*. Im Untersuchungszeitraum erlangten diese Parasiten für die Teichwirtschaften in Sachsen jedoch keine wirtschaftliche Bedeutung (KAPPE 2004,

PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Es ist davon auszugehen, dass die wirtschaftlichen Einbußen durch „Fraßschäden“ eine wesentlich größere Rolle spielten.

Wenn auch für zahlreiche andere aufgefundene Helminthen Cypriniden als Zwischenwirte genannt werden, konnten ihre Entwicklungsstadien nicht in Fischen aus sächsischen Karpfenteichwirtschaften nachgewiesen werden (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Vielmehr scheinen die Wirtszyklen der nachgewiesenen Helminthen durch weitere Zwischenwirte beeinflusst zu sein. Beispielsweise leben in den naturnahen Teichen der sächsischen Teichwirtschaften auch zahlreiche Amphibien und weitere Fischarten als Beifische. Ebenso spielt das Vorhandensein des ersten Zwischenwirtes eine entscheidende Rolle; z.B. ist die Süßwasserschnecke *Lithoglyphus naticoides* (Zwischenwirt von *Apophallus mühlungi*) in Deutschland sehr selten (KÖRNIG et al. 2004).

Ein Rückschluss vom Befall der Vögel auf die Belastung der untersuchten Teichwirtschaften mit Helminthen sowie Aussagen zur Einschleppung parasitärer Erkrankungen durch Fisch fressende Vögel erwiesen sich als schwierig. Zum einen gelangten nur vier Arten Fisch fressender Vögel zur Untersuchung, zum anderen handelte es sich um sehr inhomogene und kleine Stichproben. So gelangten 2003 z.B. nur Graureiher aus den Sommer- und Herbstmonaten zur Untersuchung, während 2004 Graureiher aller Jahreszeiten untersucht werden konnten. Außerdem können zwei Untersuchungsjahre nicht als repräsentativ gewertet werden, da durch die Umwelt bedingte Schwankungen in die Populationsdynamik zwischen Parasit, Zwischenwirt und Endwirt eingreifen können. Diese werden nur durch einen langen Beobachtungszeitraum kompensiert. LOY & HAAS (2001) beschrieben in Teichwirtschaften Süddeutschlands enorme Schwankungen der Prävalenz von Trematodenstadien in Mollusken zwischen den einzelnen, z.T. direkt benachbarten Teichen. Auch zwischen den Untersuchungsjahren und Jahreszeiten traten erhebliche Schwankungen auf, ohne dass ein unmittelbarer ökologischer Grund erkennbar war. Über einen Zeitraum von 20 Jahren blieb die Gesamtprävalenz jedoch etwa konstant.

Dennoch können die Untersuchungsergebnisse eine Einschleppung von Fisch pathogenen Helminthenarten in sächsische Karpfenteichwirtschaften nicht ausschließen: Innerhalb der untersuchten Vogelpopulationen herrscht eine ständige Fluktuation. So gilt es zu berücksichtigen, dass sich Kormoran, Grau- und Silberreiher von Spätsommer bis Herbst auf einer ungerichteten Zerstreuungswanderung befinden. Während dieser Zeit können Vögel aus allen Teilen Europas in Sachsen beobachtet werden. Im Spätherbst setzt zusätzlich der Vogelzug in südwestliche Richtung ein, um dann im Frühjahr in entgegen gesetzter Richtung zu erfolgen. Dadurch besteht das Risiko einer Einschleppung von Parasiten durch die Vögel (KENNEDY et al. 2001, NAVARRO et al. 2005), vorausgesetzt, die Helminthen finden geeignete abiotische und biotische Lebensbedingungen, z.B. geeignete Zwischenwirte, vor. Mit dem Zugverhalten ist auch das Auftreten mariner Helminthenarten, wie *Corynosoma strumosum* und *Renicola lari*, in Vögeln aus sächsischen Teichwirtschaften zu erklären.

Erstmals auftretende Infektionen, z.B. mit den Zestoden *Atractolytocestus huronensis* (KAPPE 2004) können auch durch den Fischtransfer bedingt sein. Lebendimporte von Satz- und Speisekarpfen bergen diesbezüglich ein Risiko. So belegt der Karpfenbericht 2004 (BLE) Karpfenimporte in den zurückliegenden Jahren u.a. aus Ungarn, Polen und Tschechien nach Deutschland. Die Tatsache, dass der Erstnachweis von *A. huronensis* in Ungarn und Tschechien geführt wurde (MAJOROS et al. 2003, OROS et al. 2004), kann dabei als Hinweis auf einen möglichen Zusammenhang zwischen Fischimport und dem Auftreten einer Infektion mit diesem Parasiten gewertet werden.

Teichhygiene und Teichmanagement waren und sind mit Sicherheit entscheidende Faktoren bei der Eindämmung von Fischkrankheiten, so dass dadurch die gesundheitliche Gefährdung der Fische und die wirtschaftlichen Einbußen durch Parasitosen gering gehalten werden können.

Weiterer Forschungsbedarf besteht zur Aufklärung der Lebenszyklen des Zestoden *Echinocotyle verschureni*, der Trematodengattung *Petasiger* und der Nematoden *Desmidocercella* spp., *Cyathostoma microspiculum* und *Baruscapillaria* spp.

Die vorliegende Arbeit liefert einen Beitrag zum Endohelminthenbefall von Kormoran und Graureiher sowohl als auch je eine Einzelfallbeschreibung der Endohelminthenfauna eines Silberreihers und einer Silbermöwe. Dabei konnten neben zahlreichen fischpathogenen Parasitenarten auch einige potentielle Zoonoseerreger (*Bilharziella polonica*, *Clinostomum complanatum*, *Contracaecum rudolphii*) nachgewiesen werden. Hinzu kommen Helminthenarten (*Apophallus mühlingi*, *Bilharziella polonica*, *Metorchis xanthosomus*, *Paryphostomum radiatum* und *Eucoleus contortus*), die die Haustiere und das Hausgeflügel befallen können. Diese Arbeit trägt zur Aktualisierung der Daten der Parasitenfauna v.a. des Graureihers aber auch des Kormorans in Sachsen bei. Die Einzelbefundungen des Silberreihers und der Silbermöwe runden das Gesamtbild ab.

6 Zusammenfassung

Susann Oßmann

Untersuchungen zum Helminthenbefall beim Kormoran (*Phalacrocorax carbo*) und Graureiher (*Ardea cinerea*) aus sächsischen Teichwirtschaften– ein Beitrag zu Parasitenbefall, Epidemiologie und Schadwirkung

Institut für Parasitologie,
Veterinärmedizinische Fakultät,
Universität Leipzig

Eingereicht im Oktober 2007

105 Seiten, 82 Abbildungen, 10 Tabellen, 241 Literaturangaben, 10 Anhänge

Schlüsselwörter: Fisch fressende Vögel, *Ardea cinerea*, *Phalacrocorax carbo*,
Casmerodius albus, *Larus argentatus*, Endohelminthen, Sachsen

In Karpfen sächsischer Karpfenteichwirtschaften spielen u.a. die Zestoden *Neogryporhynchus cheilancristrotus* und *Paradilepis scolecina* und der Trematode *Diplostomum pseudospathaceum* eine Rolle (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unveröff.). Weitere Fischarten (Schleie, Plötze, Regenbogenforelle) sind mit den Trematoden *Diplostomum* sp., *Hysteromorpha triloba*, *Posthodiplostomum cuticola* infiziert (PIETROCK et al. 2006). Mit dieser Arbeit sollte der Versuch unternommen werden, die Bedeutung Fisch fressender Vögel als Vektor Fisch pathogener Helminthen in Sachsen aufzuklären. Dafür wurden im Zeitraum von Juni 2003 bis Dezember 2004 97 Kormorane (*Phalacrocorax carbo*) und 46 Graureiher (*Ardea cinerea*) aus dem Einzugsgebiet sächsischer Teichwirtschaften auf ihren Befall mit Endohelminthen untersucht. Im Winter 2004 konnte zusätzlich ein Silberreiher (*Casmerodius albus*) und eine Silbermöwe (*Larus argentatus*) in die Untersuchungen einbezogen werden. Während des Untersuchungszeitraumes konnten so insgesamt 29 Parasitengattungen bzw. -arten nachgewiesen werden, denen z.T. kommerziell genutzte Süßwasserfische als Zwischenwirte oder paratenische Wirte dienen.

Die Parasiten des Kormorans umfassten 15 verschiedene Parasitenarten. Dabei handelte es sich um die beiden Zestoden *Ligula intestinalis* und *Paradilepis scolecina*, die sechs Nematoden *Baruscapillaria* spp., *Contracaecum rudolphii*, *Cyathostoma microspiculum*, *Desmidocercella incognita*, *Eucoleus contortus* und *Syncuaria squamata* und die sieben Trematoden *Clinostomum complanatum*, *Holostephanus dubinini*, *Hysteromorpha triloba*, *Metorchis xanthosomus*, *Paryphostomum radiatum*, *Petasiger exaeretis* und *P. phalacrocoracis*.

Außerdem wurden die zwei Kratzer *Corynosoma strumosum* und *Polymorphus* sp. nachgewiesen.

Im Graureiher konnten dagegen nur neun Helminthenarten nachgewiesen werden. So der Zestode *Neogryporhynchus cheilancristrotus*, die sechs Trematoden *Apharyngostrigea cornu*, *Bilharziella polonica*, *Diplostomum* sp., *Echinoasmus belocephalus*, *Posthodiplostomum cuticola* und *Tylodelphis excavata* und die drei Nematoden *Avioserpens galliardi*, *Desmidocercella incognita* und *Desmidocercella numidica*.

In der Silbermöwe konnten der Zestode *Echinocotyle verschureni*, die vier Trematoden *Apophallus mühlingi*, *Diplostomum pseudospathaceum*, *Renicola lari* und *Metorchis xanthosomus* sowie die drei Nematoden *Desmidocercella incognita*, *Cosmocephalus obvelatus* und *Paracuaria tridentata* nachgewiesen werden. Die parasitologischen Befunde des Silberreiher beschränkten sich auf *Apharyngostrigea* sp., *Desmidocercella incognita* und *Desmidocercella numidica*.

Eine Beeinflussung der Helminthenfauna von Karpfen durch Kormoran und Reiher als auch umgekehrt konnte anhand der eigenen Untersuchungen in sächsischen Teichwirtschaften nicht sicher nachgewiesen werden.

7 Summary

Susann Oßmann

Investigations into the helminth fauna of common cormorant (*Phalacrocorax carbo*) and grey heron (*Ardea cinerea*) – a contribution to parasitic infestation, epidemiology and deleterious effects

Institute of Parasitology,
Faculty of Veterinary Medicine,
University of Leipzig

submitted in October 2007

105 pages, 82 figures, 10 tables, 241 references, 10 appendices

Keywords: fish eating birds, *Ardea cinerea*, *Phalacrocorax carbo*, *Casmerodius albus*, *Larus argentatus*, endohelminths, Saxonia

In Saxonian carp ponds the cestodes *Neogryporhynchus cheilancristrotus* and *Paradilepis scolecina* and the trematode *Diplostomum pseudospathaceum* occur amongst others in carps (KAPPE 2004, PIETROCK et al. 2006, KAPPE & SEIFERT unpublished). Further fish species (tench, roach, rainbow trout) are infected with the trematodes *Diplostomum* sp., *Hysteromorpha triloba* and *Posthodiplostomum cuticola* (PIETROCK et al. 2006). This work was performed to analyse the importance of fish eating birds as vectors of fish pathogenic helminths. For this purpose 97 common cormorants (*Phalacrocorax carbo*) and 46 grey herons (*Ardea cinerea*) were examined on their infestation with endohelminths during the term of June 2003 to December 2004. All these birds came from the vicinity of Saxonian fish ponds. In winter 2004 additionally an egret (*Casmerodius albus*) and an hering gull (*Larus argentatus*) were included into the investigations. Altogether 29 parasite species and genus respectively could be detected. Some of these endohelminths use fresh water fishes as intermediate or paratenic hosts.

The cormorants harboured 15 different parasite species and genus respectively: the two cestodes *Ligula intestinalis* and *Paradilepis scolecina*, the six nematodes *Baruscapillaria carbonis*, *Contracaecum rudolphii*, *Cyathostoma microspiculum*, *Desmidocercella incognita*, *Eucoleus contortus* and *Syncuaria squamata* and seven trematodes the *Clinostomum complanatum*, *Holostephanus dubinini*, *Hysteromorpha triloba*, *Metorchis xanthosomus*,

Paryphostomum radiatum, *Petasiger exaeretus* and *P. phalacrocoracis*. In addition the two acanthocephales *Corynosoma strumosum* and *Polymorphus* sp. were detected.

In the grey heron nine helminth species/genus could be detected: the cestode *Neogryporhynchus cheilancristrotus*, the six trematodes *Apharyngostrigea cornu*, *Bilharziella polonica*, *Diplostomum* sp., *Echinoasmus belocephalus*, *Posthodiplostomum cuticola* and *Tylodelphis excavata* and the three nematodes *Aviosempens galliardi*, *Desmidocercella incognita* and *Desmidocercella numidica*.

In the hering gull the cestode *Echinocotyle verschureni*, the four trematodes *Apophallus muehlingi*, *Diplostomum pseudospathaceum*, *Renicola lari* and *Metorchis xanthosomus* as well as the three nematodes *Desmidocercella incognita*, *Cosmocephalus obvelatus* and *Paracuaria tridentata* were detected. Merely three endohelminths could be demonstrated in the investigated egret: *Apharyngostrigea* sp., *Desmidocercella incognita* and *D. numidica*.

Six of the 29 endohelminth species and genus respectively were found in this examination to infest both fish and birds in Saxonian fish ponds. Nevertheless the helminth fauna of the investigated birds, in particular of cormorants and herons did not make a definite impact on the carps' infestation with endohelminths. As well as the fish helminth fauna were not unequivocally linked to those of the birds.

8 Literaturverzeichnis

Abollo E, Gestal C, Pascual S. Anisakis infection in the European shag *Phalacrocorax aristotelis aristotelis*. J Helmintol. 2001;75:209-14.

Alvarez MF Cordeiro JA, Leiro JM, Sanmartin ML. Influence of host age and sex on the helminth fauna of the yellow-legged gull (*Larus michahellis*) in Galicia (Northwestern Spain). J Parasitol. 2006;92(3):454-8.

Amin OM. Acanthocephala. In: Parker SP, Editor. Synopsis and classification in living organisms. Vol. 1. New York: Mc Graw Hill; 1982. S. 933-940.

Andersen K, Halvorsen O. Egg size and form as taxonomic criteria in *Diphyllobotrium* (Cestoda, Pseudophyllidae). Parasitology. 1978;76:229-40.

Andersen K. The development of the tapeworm *Diphyllobotrium latum* (L.1756) (Cestoda; Pseudophyllida) in its definitive hosts, with special references to the growth patterns of *D. dentriticum* (Nitzsch, 1824) and *D. ditremum* (Creplin, 1827). Parasitology. 1978;77:111-20.

Anderson RC, Wong PL. Redescription of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) (Nematoda: Acuarioidea) from *Larus delawarensis* Ord (Laridae). Can J Zool. 1981;59(10):1897-902.

Anderson RM, May RM. Coevolution of hosts and parasites. Parasitology. 1982;85:411-26.

Anon. Bundesjagdgesetz (BJagdG). (BGBl. I, S. 780). 29.11.1952.
letzte Neufassung 29.9.1976 (BGBl I, S. 2849)
letzte Änderung durch Art. 215 Vv. 31.10.2006 (BGBl.I, S. 2407, 2433).

Anon. RICHTLINIE DES RATES vom 2. April 1979 über die Erhaltung der wildlebenden Vogelarten (Vogelschutz-RL). (79/409/EWG) (ABl. L 103 vom 25.4.1979, S. 1).

Geändert durch:

RL 81/854/EWG des Rates vom 19. Oktober 1981 (ABl. L 319 vom 7.11.1981, S. 3)
RL 85/411/EWG des Kommission vom 25. Juli 1985 (ABl. L 233 vom 30.8.1985, S. 33)
RL 86/122/EWG des Rates vom 8. April 1986 (ABl. L 100 vom 16.4.1986, S. 22)
RL 91/244/EWG der Kommission vom 6. März 1991 (ABl. L 115 vom 8.5.1991, S. 41)
RL 94/24/EG des Rates vom 8. Juni 1994 (ABl. L 164 vom 30.6.1994, S. 9)
RL 97/49/EG der Kommission vom 29. Juli 1997 (ABl. L 223 vom 13.8.1997, S. 9)
VO (EG) Nr. 807/2003 des Rates vom 14. April 2003 (ABl. L 122 vom 16.5.2003, S. 36).

Anon. Übereinkommen über die Erhaltung der europäischen wild lebenden Pflanzen und Tiere und ihrer natürlichen Lebensräume (Berner Konvention). ETS Nr. 104. 19.9.1979.

Anon. Sächsisches Landesjagdgesetz (SächsLJagdG). (Sächs.GVBl S 67). 8.5.1991.
zuletzt geändert durch: Sächs GVBl, S. 121 vom 22.4 2005.

Anon. RICHTLINIE 92/43/EWG DES RATES vom 21. Mai 1992 zur Erhaltung der natürlichen Lebensräume sowie der wildlebenden Tiere und Pflanzen (FFH-RL). (ABl. L 206 vom 22.7.1992, S. 7).

Geändert durch:

RL 97/62/EG des Rates vom 27. Oktober 1997 (ABl. L 305 vom 8.11.1997, S. 42)

VO (EG) Nr. 1882/2003 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. September 2003 (ABl. L 284 vom 31.10.2003, S. 1)

Beitrittsakte Österreichs, Finnlands und Schwedens C 241 21 29.8.1994 (angepasst durch den Beschluss 95/1/EG, Euratom, EGKS des Rates) (ABl. L 1 vom 1.1.1995, S. 1)

Akte über die Bedingungen des Beitritts der Tschechischen Republik, der Republik Estland, der Republik Zypern, der Republik Lettland, der Republik Litauen, der Republik Ungarn, der Republik Malta, der Republik Polen, der Republik Slowenien und der Slowakischen Republik und die Anpassungen der die Europäische Union begründenden Verträge (ABl. L 236 vom 23.9.2003, S. 33).

Aohagi Y, Shibahara T, Machida N, Yamaga Y, Kagota K. *Clinostomum complanatum* (Trematoda: Clinostomidae) in five new fish hosts in Japan. J Wildl Dis. 2006;28(3):467-9.

Arme C, Owen RW. Occurrence and pathology of *Ligula intestinalis* infections in British fishes. J Parasitol. 1968;54(2):272-80.

Arme C. *Ligula intestinalis*- a tapeworm contraceptive. Biologist. 2002;49(6):265-9.

Ataev GL, Kozminskii EV, Dobrovol'skii AA. (Dynamics of infection of *Bithynia tentaculata* (Gastropoda: Prosobranchia) with trematodes.) (russisch) Parazitologija. 2002;36(3):203-18.

Azuma H, Okamoto M, Ohbayashi M, Nishine Y, Mukai T. *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) collected from the esophagus of rockhopper penguin, *Eudyptes crestatus*. Jpn J Vet Res. 1988;36:73-7.

Bakke TA, Barus V. Studies on the helminth fauna of Norway XXXVII The common gull, *Larus canus*, L. as final host for Nematoda II. Norw J Zool. 2006;24(1):7-31.

Barker SC, Cribb TH. Sporocysts of *Mesostephanus haliasturis* (Digenea) produce miracidia. Int J Parasitol. 1993;23:137-9.

Barus V, Libosvářský J. On phenetic and cladistic relations among genera of family Capillariidae. Folia Parasitol Praha. 1984;31:227-40.

- Barus V, Nagasawa K, Tenora F, Prokes M. The head end morphology of *Contracaecum rudolphii* with remarks on *C. himeu* and *C. umiu* (Nematoidea: Anisakidae). Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis. 2000;48(10):69-76.
- Becker CD, Brunson WD. Transmission of *Diplostomum flexicaudum* in trout by ingestion of precocious metacercariae in molluscs. J Parasitol. 1966;52(4):829-30.
- Betlejewska KM, Kalisińska E, Korniyushin VV, Salamatina R. *Eucoleus contortus* (Creplin, 1839) nematode in mallard (*Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758) from North-Western Poland. Electronic Journal of Polish Agricultural Universities. [Internetzeitschrift]. 2002;5(1):[etwa 10 S.] (zitiert vom 09.01.2006).
<<http://www.ejpau.media.pl/volume5/issue1/veterinary/art-03.html>>
- Betterson C. Studies on the host specificity of the eyefluke *Diplostomum spathaceum*, in brown and rainbow trout. Parasitology. 1974;69:11-29.
- Beverley-Burton M. A new dilepidid cestode; *Mashonalepis dafyddi* n.g., n.sp., from the grey heron, *Ardea cinerea* L. J Parasitol. 1960;46:487-90.
- Bezubik B. Materiały do helmintofauny ptaków wodnych Polski. Acta Parasitol Pol. 1956;4(2):59-88.
- Blankennagel J. Fast alle Eier vom Kormoran vernichtet - Bei einem Pilotprojekt sollte der Bestand eigentlich nur um ein Drittel gesenkt werden. Berliner Zeitung 17.08.2005; Berlin: S. 24.
- BLE. Karpfenbericht 2003- Bericht über die Marktversorgung und die Außenhandelssituation von Karpfen und anderen Süßwasserfischen in der Bundesrepublik Deutschland. Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung Rederat - 521 - Fischwirtschaft, Editor. 1.10.2004; Hamburg.
- BLE. Karpfenbericht 2004- Bericht über die Marktversorgung und die Außenhandelssituation von Karpfen und anderen Süßwasserfischen in der Bundesrepublik Deutschland. Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung Rederat - 521 - Fischwirtschaft, Editor. 1.10.2005; Hamburg.
- BLE. Karpfenbericht 2005- Bericht über die Marktversorgung und die Außenhandelssituation von Karpfen und anderen Süßwasserfischen in der Bundesrepublik Deutschland. Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung Rederat - 521 - Fischwirtschaft, Editor; 1.10.2006; Hamburg.
- Bona FV. Considérations sur la spécificité des cestodes Dilepididae parasites des Ciconiiformes (Aves). Parasitologia. 1974;16(1):63-78.
- Bona FV. Check-list of the valid genera of Dilepididae (Cestoda, Cyclophyllidae), their synonyms and hosts. Parasitologia. 1993;35(1-3):77-83.

- Borgsteede FHM, Okulewicz A, Zoun PEF, Okulewicz J. The helminth fauna of birds of prey (Accipitriformes, Falconiformes and Strigiformes) in the Netherlands. *Acta Parasitol Pol.* 2003;48(3):200-7.
- Bosch M, Torres J, Figuerola J. A helminth community in breeding yellow-legged gulls (*Larus cachinnans*): pattern of association and its effect on host fitness. *Can J Zool.* 2000;78:777-86.
- Brassard P, Rau ME, Curtis MA. Parasite-induced susceptibility to predation in diplostomiasis. *Parasitology.* 1982;85:495-501.
- Brassard P, Rau ME, Curtis LR. Infection dynamics of *Diplostomum spathaceum* cercariae and parasite-induced mortality of fish hosts. *Parasitology.* 1982;85:489-93.
- Brglez J. (Prevalence of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) and *Synhimantus robertdolfusi* Desportes, 1947, Acuariidae Seurat, 1913, in Yugoslavia.) Razsirjenost *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) in *Synhimantus robertdolfusi* Desportes, 1947, Acuariidae Seurat, 1913, v Jugoslaviji. *Zbornik-Biotehniške-Fakultete-Univerze-Edvarda-Kardelja-v-Ljubljani,-Veterinarstvo.* 1989;26(2):199-202.
- Brown SP, Loot G, Grenfell BT, Guégan JF. Host manipulation by *Ligula intestinalis*: accident or adaption? *Parasitology.* 2001;123:519-29.
- Buck OD, Cooper L, Crites JL. Helminth Parasites of the hering gull, *Larus argentatus*, from the Bass Island region of Western lake Erie. *Proc Helminthol Soc Wash D C.* 1976;43(2):233-4.
- Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. Parasitology meets ecology on its own terms: Mergolis et al. revisited. *J Parasitol.* 1997;83(4):575-83.
- Bychovskaja-Pavlovskaja JE, Žukov EV. (Zur Systematik der Gattungen *Apharyngostrigea* Ciurea, 1927 und *Parastrigea* Szidat, 1928 (Trematoda, Strigeidae)) (russisch) *Trudy zool Inst Akad Nauk SSSR.* 1953;13:163-70.
- Calvete C, Estrada R, Lucientes J, Estrada A, Telletxea I. Correlates of helminth community in the red-legged partridge (*Alectoris rufa* L.) in Spain. *J Parasitol.* 2003;89(3):445-51.
- Camacho SPD, Willms K, Ramos MS, del Carmen de la Cruz Otero M, Nawa Y, Akahane H. Morphology of *Gnathostoma* spp. isolated from natural hosts in Sinaloa, Mexico. *Parasitol Res.* 2002;88(7):639-45.
- Chai J-Y, Murrell KD, Lymbery AJ. Fish-borne parasitic zoonoses: Status and issues. *Int J Parasitol.* 2005;35:1233-54.
- Chervy L. The terminology of larval cestodes or metacestodes. *Syst Parsitol.* 2002;52(1):1-33.

- Chung D-I, Kong H-H, Moon C-H. Demonstration of the second intermediate host of *Clinostomum complanatum* in Korea. The Korean journal of parasitology. 1995;33(4):305-12.
- Chung D-I, Moon C-W, Kong H-H, Choi D-W, Lim D-K. The first human case of *Clinostomum complanatum* (Trematoda: Clinostomidae) infection in Korea. The Korean journal of parasitology. 1995; 33(3):219-23.
- Cooper CL, Crites JL, Fastzkie JS. Experimental and Natural Infections of Eustrongylides Sp. (Nematoda: Diocotophymatidae) in Waterfowl and Shore Birds. Avian Dis. 2003;22(4):790-2.
- Cort WW, Hussey KL, Ameel DJ. Variations in infection of *Diplostomum flexicaudum* (Cort & Brooks, 1928) in snail intermediate hosts of different size. J Parasitol. 1957;43(2):221-32.
- Courtney CH, Forrester DJ. Helminth parasites of the brown pelican in Florida and Louisiana. Proc Helminthol Soc Wash D C. 1974;41(1):S. 89-93.
- Crompton DWT. Studies of haemocytic reaction of *Gammarus* spp., and its relationship to *Polymorphus minutus* (Acanthocephala). Parasitology. 1967;57:389-401.
- Cunningham ME, Markle DF, Watral VG, Kent ML, Curtis LR. Patterns of fish deformities and their association with trematode cysts in the Willamette river, Oregon. Environ Biol Fishes. 2005;73:9-19.
- Curtis MA. Observations on the occurrence of *Diplostomum spathaceum* and *Schistocephalus* sp. in ninespine sticklebacks (*Pungitius pungitius*) from the Belcher Islands, Northwest Territories, Canada. J Wildl Dis. 1981;17(2):241-6.
- Czapliński B. Nematodes and acanthocephalans of domestic and wild Anseriformes in Poland. II. Nematoda (excl. *Amidostomum*) and Acanthocephala. Acta Parasitol Pol. 1962;10(20):277-319.
- Czapliński B. Nematodes and acanthocephalans of domestic and wild Anseriformes in Poland. III. General comment. Acta Parasitol Pol. 1962;10(25):395-410.
- Czapliński B, Pojmanska T. *Echinocotyle multiglandularis* (Baczynska, 1914) (Cestoda, Hymenolepididae) from a new host *Larus ridibundus* L. in Poland. Acta Parasitol Pol. 1980; 27(15):195-204.
- Dezfuli BS, Volponi S, Beltrami I, Poulin R. Intra- and interspecific density-dependent effects on growth in helminth parasites of the cormorant, *Phalacrocorax carbo sinensis*. Parasitology. 2002;124(5):537-44.
- Dezfuli BS, Giari L. Amphipod intermediate host of *Polymorphus minutus* (Acanthocephala), parasite of fresh water birds, with notes on ultrastructure of host-parasite interface. Folia Parasitol Praha. 1999;46:117-22.

- Dias MLLG, Eiras J.C., Machado MH, Souza GTR, Pavanelli GC. The attachment of *Clinostomum* sp. (Digenea, Clinostomidae) to the oesophagus of the bird *Ardea cocoi* (Aves, Ardeidae). Parasite. 2003;10:185-7.
- Dias MLLG, Eiras J.C., Machado MH, Souza GTR, Pavanelli GC. The life cycle of *Clinostomum complanatum* Rudolphi, 1814 (Digenea, Clinostomidae) on the floodplain of the high Paraná River, Brazil. Parasitol Res. 2003;89(6):506-8.
- Dubois G. Monographie des Strigeida (Trematoda). 1 ed. Neuchatel: Société Neuchateloise Des Sciences Naturelles Université, Neuchatel (Suisse), 1938.
- Dzikowski R, Levy MG, Poore MF, Flowers JR, Paperna I. *Clinostomum complanatum* and *Clinostomum marginatum* (Rudolphi, 1819), (Digenea: Clinostomidae) are separate species based on differences in ribosomal DNA. J Parasitol. 2004;90(2):413-4.
- Ellis C, Williams IC. The longevity of some species of helminth parasites in naturally acquired infection of lesser black-backed gull, *Larus fuscus*, L. in Britain. J Helminthol. 1973;47(3):329-38.
- Ellis MK, Li Y, Rong Z, Chen H, McManus DP. Familial aggregation of human infection with *Schistosoma japonicum* in the Poyang Lake Region, China. Int J Parasitol. 2006;36(1):71-7.
- Elmiger C. Benthische Kleinfischarten des Tessins: Verbreitung und Habitatsnutzung des Ghiozzo (*Padogobius bonelli*) und der Cagnetta (*Salapia fluviatilis*). (Dissertation rer. nat.) Kastanienbaum: ETH Zürich; 2002.
- Erasmus DA. The host-parasite interface of strigeoid trematodes VII. Ultrastructural observations on the adhesive organ of *Diplostomum phoxini* Faust, 1918. Z Parasitenk. 1970;33:211-24.
- Ergens R, Rysavý B. Cysticercoids of cestodes (Dilepididae) from fishes of lake Skadar. Folia Parasitol Praha. 1972;19:215-6.
- Faltýnková A, Haas W. Larval trematodes in freshwater molluscs from the Elbe to Danube rivers (Southeast Germany): Before and today. Parasitol Res. 2006;99(5):572-82.
- Field JS, Irwin SWB. Life-cycle description and comparison of *Diplostomum spathaceum* (Rudolphi, 1819) and *D. pseudobaeri* (Razmaskin & Andrejak, 1978) from rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum) maintained in identical hosts. Parasitol Res. 1995;81:505-17.
- Finkbeiner T, Gäbler O. angeltreff.org. MAZ, Editor. [Internetseite].c2005. (zitiert vom 24.02.2006): USt-Id Nr: DE 189 745 977
<<http://www.angeltreff.org>.>

- Frantová D. Capillariid nematodes (Nematoda: Capillariidae) parasitic in the common cormorant (*Phalacrocorax carbo*), with redescription of *Baruscapillaria carbonis* (Dubini & Dubinina, 1940). Folia Parasitol Praha. 2001;48:225-30.
- Freyer K. Die Helminthenfauna des einheimischen Kormorans (*Phalacrocorax carbo*). (Dissertation vet. med.) Berlin: Freie Universität Berlin; 2002.
- Fried B, Graczyk TK, Tamang L. Food-borne intestinal trematodiasis in humans. Parasitol Res. 2004;93:159-70.
- Garippa G, Arru E, Biddau M, Bazzoni G. Parasites of cormorants (*Phalacrocorax carbo sinensis*). Parassitologia. 1996;38(1-2):261.
- Gassal S. Untersuchungen zum Ekto- und Endoparasitenbefall von Fasanenhähnen (*Phasianus colchicus*). (Dissertation vet. med.) Leipzig: Universität Leipzig; 2003.
- Ginezinskaja TA. [Zur Aufklärung des Lebenszyklus von *Apharyngostrigea cornu* (Zed., 1800), ein Parasit der Reiher.] (russisch). Dokl Akad Nauk SSSR. 1960;135(1):236-9.
- Glaser S, Dahms S, Röhm J, Weiß H, Kreienbrock L. Statistische Grundlagen von "Good Clinical Practice" in der Veterinärmedizin - ein Positionspapier zur Planung, Durchführung und Auswertung empirischer Untersuchungen. DTW. 2001;109:68-72.
- Hecker M, Karbe L. Parasitism in fish-an endocrine modulator of ecological relevance? Aquat Toxicol. 2005;72(3):195-207.
- Hirai H, Oiso H, Kifune T, Kiyota T, Sakaguchi Y. *Clinostomum complanatum* infection in posterior wall of the pharynx of a human. Kiseichugaku Zasshi. 1987;36(3):142-4.
- Hoberg EP. *Eulimdana rauschorum* n.sp., a filaroid nematode (Lemdanidae) from *Larus dominicanus* in Antarctica, with comments on evolution and biogeography. J Parasitol. 1986;72(5):755-61.
- Horák P, Kolářová L. Survival of bird schistosomes in mammalian lungs. Int J Parasitol. 2000;30:65-8.
- Howie CA, Jones NV, Williams JC. A report on the death of shearwaters, *Chionis alba* (Gmelin) at Signy Island, South Orkney Islands during the winter of 1965. British Antarctica Survey Bulletin. 1968;18:79-83.
- Huizinga HW. The life cycle of *Contracaecum multipapillatum* (von Drasche, 1882) Lucker, 1941 (Nematoda: Heterocheilidae). J Parasitol. 1967;53(2):368-75.

- Ivanov VM, Semenova NN. Dynamics and Structural Changes of the Fluke Fauna in Fish of the Volga Delta Caused by the Rise of Water Level in the Caspian Sea. Russian Journal of Ecology. 2002;33(2):104-8.
- Jannsen O, Bock D. Identification and prevalence of two plagiurchiid trematodes from Hirundinidae in their intermediate and definitive hosts in the surroundings of Ulm, FRG. Parasitol Res. 1990;76:451-3.
- Jarecka L. On the life cycles of *Paradilepis scolecina* (Rud., 1819) Hsu, 1935 and *Neogryphorhynchus cheilancristrotus* (Wedl, 1855) Baer & Bona, 1958-1960 (Cestoda-Dilepididae). Parasitology. 1970;18:159-63.
- Jarecka L. Ontogeny and evolution of cestodes. Acta Parasitol Pol. 1975; 23(4):93-114.
- Kagei N, Yanohara Y, Uchikawa R, Sato S. Natural infection with *Clinostomum complanatum* (Rud., 1819) in the birds of Southern Japan. Kiseichugaku Zasshi. 1988;37(4):254-7.
- Kanarek G, Sitko J, Rolbiecki L, Rokicki J. Digenean fauna of the great cormorant *Phalacrocorax carbo sinensis* (Blumenbach, 1798) in the brackish waters of the Vistula Lagoon and the Gulf of Gdansk (Poland). Wiad Parazytol. 2003;49(3):293-9.
- Kanarek G, Rolbiecki L. *Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) (Nematoda: Acuariidae) in the great cormorant [*Phalacrocorax carbo sinensis* (Blumenbach, 1798)] in Northern Poland. Helminthologia. 2006;43(1):33-6.
- Kappe A. Parasitologische Untersuchungen von ein- und zweijährigen Karpfen (*Cyprinus carpio*) aus Teichwirtschaften des Leipziger Umlandes während der Winterhaltung. (Dissertation vet. med.) Leipzig: Universität Leipzig; 2004.
- Karvonen A, Cheng GH, Seppala O, Valtonen ET. Intestinal distribution and fecundity of two species of *Diplostomum* parasites in definitive hosts. Parasitology. 2006;132(3):357-62.
- Katzir G, Howland HC. Corneal power and underwater accommodation in great cormorants (*Phalacrocorax carbo sinensis*). J Exp Bio. 2003;206:833-41.
- Kennedy CR, Shears PC, Shears JA. Long-term dynamics of *Ligula intestinalis* and roach *Rutilus rutilus*: a study of three epizootic cycles over thirty-one years. Parasitology. 2001;123:257-69.
- Kennedy MJ, Frelief PF. *Renicola lari* Timon-David, 1933 from the osprey, *Pandion haliaetus* (L.), from Alberta, Canada. J Wildl Dis. 1984;20(4):350-1.
- Keppner EJ. Some internal parasites of the California gull, *Larus californicus* Lawrence, in Wyoming. Trans Amer Micros Soc. 1973;92(2):288-91.

Khalifa R. Studies on Schistosomatidae Looss, 1899 (Trematoda) of aquatic birds of Poland. I. On the life cycle of *Bilharziella polonica* Kowalewski, 1895 with a discussion of the subfamily Bilharziellinae Price, 1929. Acta Parasitol Pol. 1972;20:343-65.

Kifune T, Masahiko U, Miyahara M. (The first case of human infection with *Clinostomum* (Trematoda: Clinostomidae) in Yamaguchi Prefecture, Japan.) (japanisch). Med Bull Fukuoka Univ. 2000;27(2):101-5.

King PH, Van As JG. Morphology and life history of *Petasiger variospinosus* (Trematode: Echinostomidae) in the free state, South Africa. J Parasitol. 2000;86:312-8.

Kisielewska K. Ecological organization of intestinal helminth groupings in *Clethrionomys glareolus* (Schreb.) (Rodentia). I. Structure and seasonal dynamics of helminth groupings in a host population in the Bialowieza National Park. Acta Parasitol Pol. 1970;18:121-47.

Kittner A. Armin Kittner/ Petershain Sachsen. [Homepage]. (zitiert vom 24.05.2005).
<<http://www.teichwirtschaft-kittner.de/>>

Koie M. The life cycle of *Pygidiopsis ardeae* Koie, 1990 (Digenea, Heterophyidae). J Parasitol. 1990;76(4):537-41.

Kolářová L, Gottwaldová V, Èechová D, Ševková M. The Occurence of cercarial dermatitis in Central Bohemia. Zbl Hyg. 1989;189:1-13.

Korpaczewska W. Tapeworms of aquatic birds in some Mazurian Lakes. Acta Parasitol Pol. 1963;11:315-36.

Korpaczewska W. Formation of population structure and cestodes complexes in waterbirds. Acta Parasitol Pol. 1963;11(21):337-44.

Kostadinova A, Vaucher C, Gibson DI. Rediscription of two echinostomes from birds in Paraguay, with comments on *Drepanocephalus* Dietz, 1909 and *Paryphostomum* Dietz, 1909 (Digenea: Echinostomatidae). Syst Parasitol. 2002;53:147-58.

Koter M. Helminth parasites in Gobiidae of the Puck Bay. Acta Parasitol Pol. 1962;10(15):217-30.

Koubek P. *Echinocotyle vojteki* sp.n. (Cestoda: Hymenolepididae), a parasite of the black-headed gull (*Larus ridibundus* L.). Folia Parasitol Praha. 1982;29:303-7.

Kozicka J. Cestode larvae of the family Dilepididae Fuhrmann, 1907 parasitizing fresh-water fish in Poland. Acta Parasitol Pol. 1971;19(6):81-93.

Kozicka J. Parasites of fishes of Druzno Lake (Parasitofauna of the biocoenoses of Druzno Lake- part VIII). Acta Parasit Pol. 2007;7:1-72.

Körnig G, Gohr K, Hartenauer K, Hohmann M, Jähling M, Kleinstäuber W et al. Rote Liste Sachsen-Anhalt. Rote Liste der Weichtiere (Mollusca) des Landes Sachsen-Anhalt. Berichte des Landesamtes für Umweltschutz Sachsen-Anhalt. c2004 (zitiert vom 08.06.2007);39.

<<http://www.mu.sachsen-anhalt.de/start/fachbereich04/artenschutz>>

Körting W. Larval cyclophyllidean cestodes in carp and tench. Bull Eur Assoc Fish Pathol. 1984;4:S. 40-1.

Krone O, Langgemach T, Kenntner N. Krankheiten und Todesursachen von Seeadlern (*Haliaeetus albicilla*) in Deutschland. Corax. 2002;19(Sonderheft 1):S101-8.

Lafuente M, Roca V, Carbonell E. [Cestodes and nematodes of audouin's gull, *Larus audouinii* Payraudeau, 1826 (Aves, Laridae) in the Chafarinas Islands (Southwest Mediterranean).]

Cestodes y nematodos de la gaviota de Audouin, *Larus audouinii* Payraudeau, 1826 (Aves, Laridae) en las Islas Chafarinas (Mediterraneo sudoccidental).

Bol R Soc Esp Hist Nat Secc Biol. 1999;95(3/4):S. 13-20.

Landgraf H. Sperrfeuer gegen Kormorane. Sächsische Zeitung. 30. April 2005:8.

Leno HH, Holloway HL. The culture of *Diplostomum spathaceum* metacercariae on the chick chorioallantois. J Parasitol. 1986;72(4):555-8.

Leonov SA. [Life cycles of some nematodes of birds in the Subarctic.] (russisch) Ecologiya i morfologiya gel'mintov prozvonochnykh Chukotki. 1979:S. 69-72.

Liao XH. Redial productivity of *Clinostomum complanatum* (Trematoda: Clinostomidae) within the snail host. Folia Parasitol Praha. 1993;40:313-8.

Loot G, Lek S, Brown SP, Guégan JF. Phenotypic modification of roach (*Rutilus rutilus*) infected with *Ligula intestinalis* L. (Cestoda: Pseudophyllidea). J Parasitol. 2001;87(5):1002-10.

Loy C, Haas W. Prevalence of cercariae from *Lymnea stagnalis* snails in a pond system in Southern Germany. Parasitol Res. 2001;87:878-82.

Macko JK. On the cestode fauna of Laridae from the migration roads in Slovakia (CSSR). Helminthologia. 1964;5:53-71.

Macpherson CNL. Human behaviour and the epidemiology of parasitic zoonoses. Int J Parasitol. 2005;35:1319-31.

Macrogliose DJ. Larval nematodes infecting *Amphiporeia virginiana* (Amphipoda: Pontoporeia) on Sable Island, Nova Scotia. J Parasitol. 1993;79(6):959-62.

- Malczewski A. Helminth parasites of bred foxes and minks in Poland. *Acta Parasitol Pol.* 1962;10(16):231-60.
- Malek M, Mobedi I. Occurrence of *Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1819) (Digenea: Clinostomidae) in *Capoeta capoeta gracilis* (Osteichtys: Cyprinidae) from Shiroud River, Iran. *Iranian J Publ Health.* 2001;30(3-4):95-8.
- Malvestuto SP, Ogambo-Ongoma A. Observations on the infection of *Tilapia leucostica* (Pisces: Cichlidae) with *Contracaecum* (Nematoda: Heterocheilidae) in Lake Naivasha, Kenya. *J Parasitol.* 1978;64(2):383-4.
- Margolis L, McDonald TE. Parasites of white sturgeon, *Acipenser transmontanus*, from the Fraser River, British Columbia. *J Parasitol.* 1986;72(5):794-6.
- Martin RD. maine.gov. Department of inland fisheries and wildlife. State of maine. [Internetseite] c2004 (zitiert vom 23.12.2004).
<<http://www.maine.gov/ifw/fishing/fishlab/vol2issue6.htm>>
- Matskási I. Trematodes of birds in Hungary. II. *Parasit Hung.* 1974;7:91-4.
- Matsumoto K, Askawa M. Report on the internal parasites of black-tailed gulls, *Larus crassirostris* (Charadriiformes: Laridae) collected on Rishiri I. in Hokkaido, Japan. *Rishiri Studies.* 2001;20:9-18.
- McKeown CA, Irwin SWB. The life cycle stages of three *Diplostomum* species maintained in the laboratory. *Int J Parasitol.* 1995;25(8):897-906.
- Mishra FN, Gupta NK. Rediscription of *Apharyngostrigea ramai* (Verma, 1936), a trematode of cattle egret. *Folia Parasitol Praha.* 1975;22:89-91.
- Moczoň T. Histochemistry of proteinases in the cercariae of *Diplostomum pseudospstaceum* (Trematoda, Diplostomatidae). *Parasitol Res.* 1994;80:684-6.
- Molnar K. Histopathological changes caused by the metacestodes of *Neogryporhynchus cheilancristrotus* (Wedl, 1855) in the gut of the gibel carp, *Carassius gibelio*. *Acta veterinaria Hungarica.* 2005;53(1):45-52.
- Monteiro CM, Amato JFR, Amatao SB. Primeiro registro de *Syncuaria squamata* (Linstow) (Nematoda, Acuariidae) em biguás, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) no Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia.* 2006;23(4):1268-72.
- Moravec F. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. *Folia Parasitol Praha.* 1982;29:119-32.

- Moravec F, Prokopiè J, Shlikas AV. The biology of nematodes of the familiy Capillariidae Neveu-Lemaire, 1936. Folia Parasitol Praha.1987;34:39-56.
- Moravec F, Našincová V, Scholz T. New records of helminth parasites from cormorants (*Phalacrocorax carbo* (L.)) in Czechoslovakia. Folia Parasitol Praha. 1988;35:381-3.
- Moravec F. First record of the nematode *Syncuaria squamata* (Linstow, 1883) from common cormorants (*Phalacrocorax carbo* (L.)) in Czechoslovakia. Folia Parasitol Praha. 1990;37:365-6.
- Moravec F, Scholz T. Observations on the development of *Syncuaria squamata* (Nematoda: Acuariidae), a parasite of cormorants, in the intermediate and paratenic hosts. Folia Parasitol Praha.1994;41(3):183-92.
- Moravec F, Scholz T, Našincová V. The systematic status of *Trichosoma carbonis* Rudolphii, 1819 and a description of *Baruscapillaria rudolphii* n. sp. (Nematoda: Capillariidae), an intestinal parasite of cormorants. Syst Parasitol. 1994;28(2):153-8.
- Moravec F, Salgado-Maldonado G, Osorio-Sarabia D. Records of the bird capillariid nematode *Ornithocapillaria appendiculata* (Freitas, 1933) n. comb. from freshwater fishes in Mexico, with remarks on *Capillaria patzcuarensis* Osorio-Sarabia et al., 1986. Syst Parasitol. 2000;45(1):53-9.
- Morley NJ, Crane M, Lewis JW. Toxicity of cadmium and zinc mixtures to decaudized cercarial life span of *Diplostomum spathaceum*. J Helmintol. 2005;79:353-9.
- Morrison DA. Letter to the editor- How to improve statistical analysis in parasitology research publications. Int J Parasitol. 2002;32:1065-70.
- Munro JF, Crompton DWT, Stoddart RC. *Andracantha tunitae* in the shag (*Phalacrocorax aristotelis*) from Shetland, Scotland. J Parasitol. 1995;81:496-8.
- Murai E, Molnar K, Gubany A. Occurence of the adult and plerocercus forms of *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) (Cestoda:Dilepididae) in the Lake Balaton, Hungary. Parasit Hung. 1996;29-30:33-8.
- Našincová V, Moravec F, Scholz T. Trematodes of the common cormorant (*Phalacrocorax carbo*) in Czech Republic. Acta Soc Zool Bohem. 1993;57:31-46.
- Našincová V, Moravec F, Scholz T. Rediscription of *Petasiger exaeretus* Dietz, 1909 and *P. phalacrocoracis* (Yamaguti, 1939) (Trematoda: Echinostomatidae), parasites of cormorants. Syst Parasitol. 1994;27:139-47.

- Našincová VST, Moravec, F. The life cycle of *Paryphostomum radiatum* (Dujardin, 1845) (Trematoda: Echinostomidae), a parasite of cormorants. Folia Parasitol Praha. 1993;40:193-201.
- Navarro P, Lluch J, Font E. The component helminth community in six sympatric species of Ardeidae. J Parasitol. 2005;91(4):775-9.
- Navone GT, Etchegoin JA, Cremonte F. *Contracaecum multipapillatum* (Nematoda: Anisakidae) from *Egretta alba* (Aves: Ardeidae) and comments on others species of this genus in Argentina. J Parasitol. 2000;86(4):807-10.
- Nickol BB, Helle E, Valtonen ET. *Corynosoma magdalenii* in gay seals from the Gulf of Bothnia, with emended description of *Corynosoma strumosum* and *Corynosoma magdalenii*. J Parasitol. 2002;88(6):1222-9.
- Niewiadomska K. Present status of *Diplostomum spathaceum* (Rudolphi, 1819) and differentiation of *Diplostomum pseudospathaceum* nom. nov. (Trematoda: Diplostomatidae). Syst Parasitol. 1984;6:81-6.
- Niewiadomska K, Niewiadomska-Bugaj M. Optimal identification procedure for *Diplostomum paracaudum* (Iles, 1959) and *D. pseudospathaceum* Niewiadomska, 1984 metacercariae (Digenea) based on morphological characters. Syst Parasitol. 1995;30:165-71.
- Niewiadomska K. Verification of the life-cycles of *Diplostomum spathaceum* (Rudolphi, 1819) and *D. pseudospathaceum* Niewiadomska, 1984 (Trematoda, Diplostomidae). Syst Parasitol. 2007;8:23-31.
- Nogueserola ML, Navarro P, Lluch J. Helmitos parasitos de Ardeidae en Valencia (Espana). Anales de Biologia. 2002;24:139-44.
- Nottenkämper D, Korbel R, Kösters J. Zum Befall von Kormoranen (*Phalacrocorax carbo sinensis* L., 1758) mit *Contracaecum rudolphii* (Nematoda: Ascaridoidea) im Bezirk Oberbayern (D) und im Kanton St. Gallen (CH). Tierärztl Prax. 1999;27(K):274-9.
- Nuorteva P. *Corynosoma strumosum* (Rud.) and *C. semerme* (Forsell) (Acanthocephala) as pathogenic parasites of farmed minks in Finland. J Helminthol. 1966;40(1/2):77-80.
- O'Neill J, Whelan J. The occurrence of *Corynosoma strumosum* in the grey seal, *Halichoerus grypus*, caught off the Atlantic coast of Ireland. J Helminthol. 2002;76:231-4.
- Obayashi M. *Gryporhynchus nycticoracis* Yamaguti, 1956 (Dilepididae; Cestoda) and *Apharyngostrigea ardeolina* Vidyarthi, 1937 (Strigeidae; Trematoda) from *Ardea cinerea jouyi* Clark. Jpn J Vet Res. 1967;15(1):1-4.
- Odening K. Strigeida aus Vögeln des Berliner Tierparks. Angew Parasitol. 1963;4(4):225-42.

- Odening K. Strigeida aus Vögeln des Berliner Tierparks. *Angew Parasitol.* 1963;4(3):171-83.
- Odening K. Der Entwicklungszyklus von *Apophallus muehlingi* (Trematoda: Opistorchiida: Heterophyidae) in Berlin. *Z Parasitenk.* 1970;33:194-210.
- Okulewicz A. Nicienie przewodu pokarmowego u *Gavia stellata* i *Gavia arctica* (Gaviidae). *Wiad Parzytol.* 1989;35(1):35-42.
- Olson PD, Littlewood DTJ, Griffiths C, Arme C, Kennedy CR. Evidence for the co-existence of separate strains of species of *Ligula* in Lough Neagh, Northern Ireland. *J Helminthol.* 2002;76:171-4.
- Pearson JC, Prévot G. *Galactosomum timondavidi* sp. n. (Trematoda: Heterophyidae) from *Larus argentatus*, with a note on the metacercaria. *J Parasitol.* 1971;57:1227-30.
- Pietroock M, Scholz T. Morphometrics and seasonal occurrence of metacestodes of *Neogryporhynchus cheilancristrotus* (Cyclophyllidae: Dilepididae) in the blue bream (*Abramis ballerus*) from the Oder river (Germany/Poland). *Folia Parasitol Praha.* 2000;47(3):181-5.
- Pietroock M, Wolber J-E, Schreckenbach K. Abschlussbericht. Untersuchungen zur Notwendigkeit und zu Möglichkeiten einer wirksamen Entkeimung des Zuflusswassers der Satzfishanlage Sproitz. Fachmaterial Sächsische Landesanstalt für Landwirtschaft. 2006;S. 62.
- Pinto RM, Tortelly R, Menezes RC, Gomes DC. Trichurid nematodes in ring-necked pheasants from Backyard flocks of the state of Rio de Janeiro, Brazil: Frequency and pathology. *Mem Inst Oswaldo Cruz.*, Rio de Janeiro. 2004;99(7):721-6.
- Polmieri JR, Heckmann RA, Evans RS. The life history and habitat analysis of the eye fluke *Diplostomum spathaceum* (Trematoda: Diplostomatidae) in Utah. *J Parasitol.* 1977;63(3):427-9.
- Prevot G, Bartoli P. Le cycle de developpement de *Renicola lari* J. Timon-David, 1933 (Trematoda, Renicolidae). *Ann Parasitol Hum Comp.* 1978;53(6):561-75.
- Priemer J, Scholz T. Larvae of Dilepididae (Cestoda) in *Cyprinus carpio* from the GDR. *Angew Parasitol.* 1989;30:27-30.
- Pronin NM, Timoshenko TM, Sanzshieva SD. Dynamics of egg production of the cestode *Diphyllobotrium dentriticum* (Nitzsch, 1824) (Cestoda: Pseudophyllidae) and the concept of fecundity in helminths. *Folia Parasitol Praha.* 1989;36:49-57.
- Rausch RL, Adam AM. Natural transfer of marine origin to freshwater fishes, with observations on the developmnt of *Diphyllobotrium alascense*. *J Parasitol.* 2006;86(2):319-27.

Rawson D. Sequences in the maturation of the genitalia in *Tetrabothrius erostris* (Loennberg, 1889) from the intestine of *Larus argentatus argentatus* Pontoppidan. Parasitology. 1964;54:453-65.

Razmashkin DA. [Species affiliation of metacercaria of the genus *Metorchis* (Trematoda, Opisthorchidae) from fishes in Western Siberia.] (russisch). Parazitologija. 1978;12(1):68-78.

Regel K-V. [Morphology and life-cycle of *Echinocotyle clanguli* n.sp. (Cestoda, Hymenolepididae).] (russisch). Parazitologija. 1987;21(3):482-8.

Reichenow E, Vogel H, Weyer F. Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere. 3 ed. Leipzig: Barth Verlag, 1952;S. 297

Reimer L. Helminthen von Kormoranen von Brutkolonien der DDR. Wissenschaftliche Zeitschriften der Ernst-Moritz -Arndt Universität Greifswald. 1969; Jahrgang 18:129-35.

Reimer L. Der Kormoran und seine Parasiten-ein Problem für die Fischerei. Fisch Teichwirt. 2001;11:414-6.

Richardson DJ, Cole RA. Acanthocephala of the Bald Eagle (*Haliaeetus leucocephalus*) in North America. J Parasitol. 1997; 83(3):540-1.

Richarz K, Bezzel E, Hormann M., Editor. Taschenbuch für Vogelschutz. Wiebelsheim: AULA-Verlag; 2001.

Rim H-J, Kim K-H, Joo K-H, Kim S-J, Eom KS, Chung M-S. The infestation states and changing patterns of human infecting metacercarie in freshwater fish in Kyongsang-do and Kyonggi-do, Korea. The Korean journal of parasitology. 1996;34(2):95-105.

Rizhikov KM. Opredelitel gelmintow domashnykh vvodoplavajushchikh ptic. [Key to the helminths of domestic waterbirds.] (russisch). Moskau: Nauka; 1967.

Roca V, Lafuente M, Carbonell E. Helminth communities in audouin's gulls, *Larus audouinii* from Chafarinas islands (Western Mediterranean). J Parasitol. 1999;85(5):984-6.

Rohde K, Heap M. Latitudinal differences in species and community richness an in community structure of metacoan endo-and ectoparasites of marine teleost fish. Int J Parasitol. 1998;28:461-74.

Romeis B. Mikroskopische Technik. 15 ed. München: Leibnitz Verlag; 1948.

Rózsa L, Reiczigel J, Majoros G. Quantifying parasites in samples of hosts. J Parasitol. 2000;86(2):228-32.

- Rysavý B. Water snails as paratenic hosts of Hymenolepididae Fuhrmann, 1907 in Czechoslovakia. *Folia Parasitol Praha*. 1986;33(3):219-26.
- Sanmartin ML, Alvarez F, Barreiro G, Leiro J. Helminth fauna of Falconiform and Strigiform birds of prey in Galicia, Northwest Spain. *Parasitol Res*. 2004;92:255-63.
- Sanmartin ML, Cordeiro JA, Álvarez MF, Leiro J. Helminth fauna of the yellow-legged gull *Larus cachinnans* in Galicia, North-West Spain. *J Helminthol*. 2005;79:361-71.
- Sarashina T, Taniyama H, Yamada J. A case of *Contracaecum spiculigerum* (Ascaridoidea: Anisakinae) Infection in a cormorant (*Phalacrocorax carbo*). *Jpn J Vet Sci*. 1987;49(1):15-21.
- Schmäsche R, Ribbek R, Eulenberger K, Schüppel K-F, Schütze B. Eine durch *Trichobilharzia* sp. (Trematoda: Schistosomatidae) verursachte proliferative Konjunktivitis bei Hawaigänsen (*Branta sandvicensis*) im Zoologischen Garten Leipzig. *Verh ber Erkrgr Zootiere*. 1992;34:355-9.
- Schmidt GD. Andracantha, a new genus of Acanthocephala (Polymorphidae) from fish-eating birds, with description of three species. *J Parasitol*. 1957;61(4):615-20.
- Schmidt GD. Acanthocephalan infection of man, with two new records. *J Parasitol*. 1971;57:582-4.
- Schmidt GD, Bush AO. *Parvitaenia ibisae* sp.n. (Cestoidea: Dilepididae) from birds in Florida. *J Parasitol*. 1972;58:1095-7.
- Scholz T. First record of the larva of *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) (Cyclophyllidea: Dilepididae) in fishes from Czechoslovakia. *Folia Parasitol Praha*. 1989;36:65-6.
- Scholz T, Kuchta R, Salgado-Madonado G. Cestodes of the family Dilepididae (Cestoda: Cyclophyllidea) from fish-eating birds in Mexico: a survey of species. *Syst Parasitol*. 2002;52(3):171-82.
- Scholz T, Bray RA, Kuchta R, Řepová R. Larvae of gryporhynchid cestodes (Cyclophyllidea) from fish: a review. *Folia Parasitol Praha*. 2004;51(2-3):131-52.
- Schuster R, Schaffer T, Shimalov V. Die Helminthenfauna einheimischer Weißstörche (*Ciconia ciconia*). *Berl Münch Tierärztl Wschr*. 2002;115:435-9.
- Seiche K, Wünsche A. Kormoran und Graureiher im Freistaat Sachsen. Bestandsentwicklung, Nahrungsökologie und Schadenssituation in der Binnenfischerei. Materialien zu Naturschutz und Landschaftspflege 1/1996, S. 102. Dresden: Sächsisches Staatsministerium für Umwelt und Landesentwicklung, Referat Öffentlichkeitsarbeit; 1996.

Seiche K. Monitoringprogramm für den Kormoran (*Phalacrocorax carbo sinensis*) und den Graureiher (*Ardea cinerea*) im Freistaat Sachsen., S. 61. Dresden: Fachmaterial Sächsische Landesanstalt für Landwirtschaft; 2006.

Sepúlveda MS, Spalding MG, Kinsella JM, Forrester DJ. Parasites of the great egret (*Ardea albus*) in Florida and a review of the helminths reported for this species. J Helminthol Soc Wash D C. 1999;66(1):7-13.

Shamsi S, Beveridge I, Gasser RB. Morphological and genetic characterisation of *Contracaecum* species (Nematoda: Anisakidae) from Australian cormorants. Proceedings of the 20th International Conference of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology; 16.-20.10.2005; Melbourne, The University of Melbourne; 2005:S. 158

Shoop WL. Systematic analysis of the Diplostomidae and Strigeidae (Trematoda). J Parasitol. 1989;75(1):21-32.

Skrjabin KI. [Trematoden der Tiere und des Menschen - Grundlagen der Tematodologie.] (russisch). Band I. 1. Auflage. Moskau; Leningrad: Isdatjel'stvo Akademia Nauk SSSR; 1947.

Skrjabin KI. [Trematoden der Tiere und des Menschen - Grundlagen der Tematodologie.] (russisch). Band IV. 1. Auflage. Moskau; Leningrad: Isdatjel'stvo Akademia Nauk SSSR; 1950.

Skrjabin KI. [Trematoden der Tiere und des Menschen - Grundlagen der Tematodologie.] (russisch). Band V. 1. Auflage. Moskau: Isdatjel'stvo Akademia Nauk SSSR; 1951.

Skrjabin KI. [Trematoden der Tiere und des Menschen - Grundlagen der Tematodologie.] (russisch). Band VI. 1. Auflage. Moskau: Isdatjel'stvo Akademia Nauk SSSR; 1952.

Smith JW, Wootten R. *Anisakis* and anisakiasis. Adv Parasitol. 1987;16:93-163.

Sogandares-Bernal F, Lumsden RD. The generic status of the heterophyid trematodes of the *Ascotyle* complex, including notes of the systematic and biology of *Ascotyle angrense* Travassos, 1916. J Parasitol. 2004;49(2):264-74.

Steffens W. Notwendigkeiten, Möglichkeiten und Grenzen von Maßnahmen zur Abwehr von fischereilichen Schäden durch den Kormoran. Fisch Teichwirt. 1999;11/1999:430-4.

Stiehler W. Kreba Fisch. [Homepage] c2005. (vom 24.05.2005).
<<http://www.kreba-fisch.de/>>

Sudarikov VE. [Ordnung Strigeidida (La Rue, 1936) Sudarikov, 1959 – Zweiter Teil: Superfamiliy Diplostomoidea Nicoll, 1937.] (russisch). In: Skrjabin KI, Editor. [Trematoden der Tiere und des Menschen - Grundlagen der Trematodologie.] (russisch). Moskau: Isdatjel'stvo Akademia Nauk SSSR; 1960. S. 155-530.

Sulgostowska T. Extra-intestinal trematodes in birds of the mesotrophic lakes: Goldapiwo and Mamry Pólocne. Acta Parasitol Pol. 1960;8(32):471-92.

Sulgostowska T. Intestinal trematodes in birds of the mesotrophic lakes: Goldapiwo and Mamry Pólocne. Acta Parasitol Pol. 1960;8(6):85-114.

Sulgostowska T. Helminth fauna of waterfowl from the Kostrzyn storage reservoir near Slonsk (Poland). Acta Parasitol Pol. 1986;31(1):33-45.

Sweeting R.A. Investigations into natural and experimental infections of freshwater fish by the common eye-fluke *Diplostomum spathaceum* Rud. Parasitology. 1974;69:291-300.

Tautenhahn M, Schulz A, Grünschloss F. Kormoranschäden an Teichfischbeständen- Strategie und erste Ergebnisse der Schadensabwehr in zwei Teichwirtschaften Brandenburgs. Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg. 1997;2/1997:59-65.

Threllfall W. Studies on the helminth parasites of the herring gull, *Larus argentatus* Pontopp., in Northern Caernarvonshire and Anglesey. Parasitology. 1967;57:431-53.

Timon-David J. Trématodes des Goélands de l'Ile de Riou. Ann Parasitol Hum Comp. 1955;30(5-6):446-76.

Torres P, Ortega J, Schlatter R. Nematode parasites of the digestive tract in Neotropic cormorant chicks (*Phalacrocorax brasilianus*) from the River Cruces Ramsar site in southern Chile. Parasitol Res. 2005;97(2):103-7.

Tscherner W. Der Entwicklungskreislauf von *Apharyngostrigea cornu* (Zeder, 1800) (Trematoda, Strigeidae). [Dissertation rer. nat.] Berlin: Humboldt-Universität; 1970.

Ukoli FMA. On the life history, growth and development from the metacercarial stage to adulthood of *Clinostomum tilapiae* Ukoli, 1966. J Helmitol. 1966;40(1/2):215-26.

Ukoli FMA. On *Clinostomum tilapiae* n.sp., and *C. phalacrocoracis* Dubois, 1931 from Ghana, and a discussion of the systematics of the Genus *Clinostomum* Leidy, 1856. J Helmitol. 1966;40(1/2):187-214.

Umegai T, Shin M, Oda M, Kifune T, Mogi M. [A case of acute laryngitis caused by *Clinostomum complanatum* with a complained of throat irritation.] (japanisch). Jibi To Rinsho. 1990;36:665-8.

Universität Würzburg, Editor. *Apophallus muehlingi*. 2006. (vom 06.01.2006).
<<http://parasitology.informatik.uni-wuerzburg.de/login/n/h/0103.html>>

Upton SJ. Parasitology Laboratory. Biology 625. Animal parasitology. Fall semester lecture note outline. Topic 6: Order: Strigeiformes. c1999 – [letzteAktualisierung am 24.09.1999]. (zitiert vom 22.12.2004).

<<http://www.k-state.edu/parasitology/classes/625digene06.html>>

Valkounova J. Comparative studies on the morphology, histology, and histochemistry of metacestodes (Hymenolepididae, Dilepididae and Dipylidiidae). Folia Parasitol Praha. 1987;34(2):117-28.

Williams IC, Harris MP. The infection of the gulls *Larus argentatus* Pont., *L. fuscus* L. and *L. marinus* L. with Cestoda on the coast of Wales. Parasitology. 1965;55:237-56.

Wong PL, Anderson RC. Redescription of *Paracuaria adunca* (Creplin, 1846) (Nematoda: Ascaridoidea) from *Larus delawarensis* Ord (Laridae). Can J Zool. 1982;60(2):175-9.

Wong PL, Anderson RC. The transmission and development of *Cosmocephalus obvelatus* (Nematoda: Acuarioidea) of gulls (Laridae). Can J Zool. 1982;60(6):1426-40.

Wootten R. Observations on strigeid metacercariae in the eyes of fish from Hanningfield reservoir, Essex, England. J Helminthol. 1974;48:73-83.

Wright CA. Two kidney-flukes from Sudanese birds, with a discription of a new species. J Helminthol. 1957;31(4):229-38.

Yamaguti S. Digenea of birds. In: Yamaguti S, Editor. Systema Helminthum- Volume I- The digenetic trematodes of vertebrates in two parts. London; New York: Interscience Publishers LTD., Interscience Publishers, Inc.; 1958. S. 559-799.

Yamane Y, Bylund G, Fukomoto s, Yazaki S. Early development of four *Diphyllobotrium* species in the final host. Parasitol Res. 1988;74:463-8.

Yamane Y, Bylund G, Abe K, Osaki Y, Okamoto T. Scanning electro microscopic study of four *Diphyllobotrium* species. Parasitol Res. 1989;75:238-44.

Yamashita J. *Clinostomum complanatum*, a trematode parasite new to man. Annot Zool Jpn. 1938;17:563-6.

Yoshimura K, Ishigooka S, Satoh I, Kamegai S. *Clinostomum complanatum* from the pharynx of a woman in Akita, Japan. Kiseichugaku Zasshi. 1991;40:99-101.

Zbikowska E. Is there a potential danger of "swimmer's itch" in Poland? Parasitol Res. 2003;89:59-62.

Zbikowska E. Infection of snails with bird shistosomes and the threat of swimmer's itch in selected Polish lakes. Parasitol Res. 2004;92:30-5.

Zuchowska E. [Some parasitic diseases in pigeons.] (polnisch). Magazyn Weterynaryjny. 1994;5:30-1.

9 Anhang

A Darstellung der weltweit nachgewiesenen Zestoden für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe

Anhang A.1: Zestoden des Graureihers

Cestoda	Herkunft	AUTOR
<i>Aploparaksis larina</i> Fuhrmann, 1921	Süd- und Osteuropa, UdSSR, Nord- Amerika, Australien, Antarktis	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dentrouterina karajasicus</i> (Kurashvili, 1957) Macko, 1959	Tschechoslowakei, Ukraine, UdSSR, Afrika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dentrouterina macrosphincter</i> (Fuhrmann, 1901) Baer & Bona, 1960	Süd- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Afrika	BEZUBIK (1956), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Digramma interrupta</i> (Rudolphi, 1810)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Japan	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dilepis undula</i> (Schrank, 1788)	Europa, UdSSR, Japan	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dyphyllobotriu ditremum</i> (Creplin, 1825)	Nord- und Mitteleuropa, UdSSR, Nord- Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Gryporhynchus lasiopeus</i> (Baer & Bona, 1960)	Frankreich, Ukraine	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Gryporhynchus nycticoracis</i> Yamaguti, 1956	Japan	OBAYASHI (1967)
<i>Hamatolepis teresoides</i> (Fuhrmann, 1906) Spassky, 1962	Europäischer Teil der UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Lateriporus clerci</i> (Johnston, 1912)	UdSSR, Mongolei, Kanada	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Ligula colymbi</i> Zeder, 1803	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Nord- Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758)	Paläarktische Region, Indien, Afrika, Nordamerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Mashonalepis dafyddi</i> Beverley-Burton, 1959	Afrika (Simbabwe)	BEVERLEY-BURTON (1960)
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> Nordmann, 1832	Europa, Asien, Nordamerika, Mexiko	BEZUBIK (1956), RYZHIKOV et al. (1985), NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Oschmarinolepis microcephala</i> (Rudolphi, 1819) Spassky, 1954	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Ägypten, Nord-Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819)	Tschechien, Polen	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Shistocephalus solidus</i> (Müller, 1776)	Europa, UdSSR, Nord-Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Taenia hoplites</i> Linstow, 1903	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Taenia leuckarti</i> Krabbe, 1869	Deutschland, Rumänien	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Taenia papilla</i> Wedl, 1855	Ungarn, Wolga	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Tatria decacantha</i> Fuhrmann, 1913	Europa, UdSSR, Japan, Ostafrika, Mexiko	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Valipora campylocristroda</i> (Wedl, 1855)	Europa, UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Valipora glomovaginata</i> Baer & Bona, 1960	Frankreich, Ukraine	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Valipora mutabilis</i> Linton, 1927	Süd- und Osteuropa, UdSSR, China, USA, Kanada, Mexiko	RYZHIKOV et al. (1985)

Anhang A.2: Zestoden des Silberreihers

Cestoda	Herkunft	Autor
<i>Cyclustera ibisiae</i> (Schmidt & Bush, 1972) Bona, 1975	Kuba, USA (Florida)	RYSAVY & MACKO 1971, SEPÚLVEDA et al. 1999, SCHOLZ et al. (2004)
<i>Dentrouterina ardae</i> (Rausch, 1955)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. 1999
<i>Dentrouterina macrosphincter</i> (Fuhrmann, 1901) Baer & Bona, 1960	Süd- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Afrika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dentrouterina pilherodiae</i> Mahon, 1956	Mexiko	SCHOLZ et al. (2004)
<i>Glossocercus auritus</i> (Rudolphi, 1819) Bona, 1994	Mexiko	SCHOLZ et al. (2002)
<i>Glossocercus caribaensis</i> (Rysavy & Macko, 1971)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. 1999
<i>Ligula colymbi</i> Zeder, 1803	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Nord-Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758)	Paläarktische Region, Indien, Afrika, Nordamerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Neogryporhynchus cheilancristrotus</i> Nordmann, 1832	Europa, Asien, Nordamerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Oschmarinolepis microcephala</i> (Rudolphi, 1819) Spassky, 1954	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Ägypten, Nord-Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Paradilepis urceus</i> (Wedl, 1855)	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Afrika,	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Valipora</i> sp.	Kuba	RYSAVY & MACKO 1971

Anhang A.3: Zestoden des Kormorans

Cestoda	Herkunft	AUTOR
<i>Digamma interrupta</i> (Rudolphi, 1810)	West-, Mittel- und Osteuropa, Schwarzes und Asowsches Meer, UdSSR, Japan	GREZE (1975), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Diphyllobotrium dentriticum</i> (Nitzsch, 1824) Cobbold, 1858	Europa (DDR), UdSSR, Nord-Amerika	REIMER (1969), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Diphyllobotriu ditremum</i> Creplin, 1825)	Nord- und Mitteleuropa (DDR), UdSSR, Nord- Amerika	REIMER (1969), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Fimbriaria fasciolaris</i> (Pallas, 1781)	Europa, UdSSR, Japan	RHYZIKOV et al. (1985)
<i>Hispaniolepis villosa</i> (Bloch, 1782) López-Neyra, 1942	Kasachstan, Nordamerika	RHYZIKOV et al. (1985)
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758)	Paläarktische Region (Europa, Georgien, Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine, Aserbaidshan, UdSSR), Indien, Afrika, Nordamerika	KURAŠVILI (1957), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Neogryphorhynchus cheilancristrotus</i> (Nordmann, 1932)	Mexiko	RYSAVÝ & RHYZIKOV (1985)
<i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819)	Mittel- und Osteuropa (BRD, DDR), Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine, Aserbaidshan, UdSSR, Ceylon, Afrika, Australien	SPREEN (1932), KORPACZEWSKA (1963), REIMER (1969), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), RYZHIKOV et al. (1985), FREYER (2002)
<i>Schistocephalus solidus</i> (Müller, 1776) Creplin, 1829	UdSSR, BRD	RYZHIKOV et al. (1985), FREYER (2002)

Anhang A.4: Zestoden der Silbermöwe

Cestoda	Herkunft	Autor
<i>Anomotaenia</i> sp.	USA	OWEN et al. (1976),
<i>Anomotaenia micracantha</i> (Krabbe, 1869)	England, Nord-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Kanada, Greenland	WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Anomotaenia microrhyncha pacifica</i> Yurpalova & Spassky, 1971	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Aploparaksis crassirostris</i> (Krabbe, 1869)	Ostsibirien	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Aploparaksis larina</i> Fuhrmann, 1921	Süd- und Osteuropa, UdSSR, Nord-Amerika, Australien, Antarktis	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dichoanotaenia stentorea</i> (Fröhlich, 1802)	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Digramma interrupta</i> (Rudolphi, 1810)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Japan	Ryzhikov et al. (1985)
<i>Dilepis undula</i> (Schränk, 1788)	Europa, UdSSR, Japan	Williams & Harris (1965), Ryzhikov et al. (1985)
<i>Dyphyllobotrium ditremum</i> (Creplin, 1825)	Nord- und Mitteleuropa, UdSSR, Nord- Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Dyphyllobotrium dentriticum</i> Nietzsche, 1824	Nord-, Ost- und Mitteleuropa, UdSSR, Nordamerika	OWEN et al. (1976), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Echinocotyle verschurenii</i> (Baer, 1959)	Tschechoslowakien, Kongo	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Hymenolepis cirrosa</i> (Krabbe, 1869)	England	WILLIAMS & HARRIS (1965)
<i>Hymenolepis ductilis</i> Linton, 1927	England	WILLIAMS & HARRIS (1965)
<i>Laricanthus lateralis</i> (Mayhew, 1925)	England, UdSSR, Nord-Amerika, Afrika	WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Lateriporus clerici</i> (Johnston, 1912)	UdSSR, Mongolei, Kanada	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Lateriporus gnedini</i> Sailov, 1962	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758)	Paläarktische Region, Indien, Afrika, Nordamerika	Ryzhikov et al. (1985)
<i>Paradilepis urceus</i> (Wedl, 1855)	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Afrika,	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Paricterotaenia dodecacantha</i> (Krabbe, 1869)	Osteuropa, UdSSR, USA	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Paricterotaenia porosa</i> (Rudolphi, 1810)	England, Europa, UdSSR, Vietnam, USA, Mexiko	WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Paricterotaenia sternina</i> (Krabbe, 1869)	Nordeuropa, UdSSR, Greenland	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polycercus paradoxa</i> (Rudolphi, 1802)	England, China	WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Rissotaenia larina</i> (Krabbe, 1869)	England, Nord-Europa, UdSSR, Nord-Amerika	WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Rissotaenia dominicana</i> (Railliet & Henry, 1912)	Ferner Osten, Nord-Amerika, Antarktis	RYZHIKOV et al. (1985)

Fortsetzung Anhang A.4: Zestoden der Silbermöwe

Cestoda	Herkunft	Autor
<i>Tetrabothrius cylindraceus</i> (Rudolphi, 1819)	England, UdSSR, Japan, Greenland, Nord- und Süd-Amerika, Afrika	WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Tetrabothrius erostris</i> (Loennberg, 1889)	England, Skandinavien, Nordküste der UdSSR, Ceylon, Greenland, Nord-Amerika	RAWSON (1964), WILLIAMS & HARRIS (1965), RYZHIKOV et al. (1985)

B Darstellung der weltweit nachgewiesenen Trematoden für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe

Anhang B.1: Trematoden des Graureihers

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Allopyge adolphi</i> (Stoss., 1902), Dollfus, 1948	Sibirien	YAMAGUTI (1958)
<i>Apatemon gracilis</i> (Rudolphi, 1819)	Nord-, Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, Nord- und Süd-Amerika	SONIN (1986)
<i>Apharyngostrigea ardeolina</i> Vidyarthi, 1937	Japan, Indien	YAMAGUTI (1958), OBAYASHI (1967)
<i>Apharyngostrigea cornu</i> (Zeder, 1800), Ciurea 1927	Mittel-, Süd- und Ost-Europa (DDR), UdSSR, Sibirien, Indien, Nord- und Mittel-Amerika (USA, Havanna), Madagaskar, Marokko	DUBOIS (1934), DUBININ (1952), BEZUBIK (1956), YAMAGUTI (1958), ODENING (1963), TSCHERNER (1970), SONIN (1986), NOGUESEROLA et al. (2002), NAVARRO et al. (2005)
<i>Apharyngostrigea garciai</i> Tubangui, 1933	UdSSR, Philippinen	SONIN (1986)
<i>Apharyngostrigea ibis</i> Azim, 1937	UdSSR, Ägypten, Ghana	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Apharyngostrigea ramai</i> (Verma, 1936) Vidyarthi, 1937	Aserbaidshan, China, Japan, Südost-Asien, Indien, West-Afrika	MISHRA & GUPTA (1975), SONIN (1986), NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Apharyngostrigea sogdiana</i> Pawlowsky & Anitschkov, 1923) Agapova, 1971	Kasachstan	SONIN (1986)
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909	Mittel- und Ost-Europa, UdSSR	SULGOSTOWSKA (1960 b), SONIN (1986)
<i>Bilharziella polonica</i> (Kowalewski, 1895), Looss, 1899	Süd-, Mittel- und Osteuropa, Sibirien, Nord-Amerika	YAMAGUTI (1958), SULGOSTOWSKA (1960 a), SONIN (1985), NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Cardiocephalus longicollis</i> (Rudolphi, 1819), Szidat, 1928	Europa, Ägypten	YAMAGUTI (1958)
<i>Cathaemasia hians</i> (Rud. 1809), Looss, 1899	Europa (DDR)	YAMAGUTI (1958)
<i>Cathaemasia nycticoracis</i> Olsen, 1940	USA	YAMAGUTI (1958)
<i>Centrocestus armatus</i> (Tanabe, 1922)	Asien (Japan)	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Ciureana cryptocotyloides</i> Issaitschikoff, 1923	Schwarzes und Kaspisches Meer, Ukraine	SONIN (1986)
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rud., 1819), Braun, 1899	Kosmopolit	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985), AOHAGI et al. (1992)
<i>Clinostomum heluans</i> Braun, 1899	Osteuropa, Mittelamerika (Kuba, Mexiko, Venezuela)	SONIN (1985)
<i>Clinostomum kassimovi</i> Vaidova & Feyzullaev, 1958	Aserbaidshan	UKOLI (1966 b), SONIN (1985)

Fortsetzung Anhang B.1: Trematoden des Graureihers

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Clinostomum lambitans</i> Braun, 1899	Europa, West-Indien, Nord- und Südamerika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Clinostomum marginatum</i> (Rudolphi, 1819)	Brasilien	YAMAGUTI (1958)
<i>Clinostomum phalacrocoracis</i> Dubois, 1930	Tschechoslowakei, Angola, Uganda	SONIN (1985)
<i>Codonocephalus urniger</i> (Rudolphi, 1819)	Europa, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Cotylurus cornutus</i> (Rudolphi, 1808)	Polen, UdSSR, Nord- und süd-Amerika	SONIN (1986)
<i>Cryptocotyle concavum</i> (Crepl., 1825), Lühe, 1899	Mittel-, Süd- und Osteuropa, Schwarzes Meer, UdSSR	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986), BOHATYREVA (1997), NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Cryptocotyle jejuna</i> (Nicoll, 1907)	Europa, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Cryptocotyle lingua</i> (Crepl., 1825) Fiscoeder, 1903	Schwarzes Meer	BOHATYREVA (1997)
<i>Cyclocoelum cornu</i> (Zeder, 1800)	Europa	YAMAGUTI (1958)
<i>Cyclocoelum mutabile</i> (Zeder, 1800)	Süd- und Osteuropa, Südamerika, Philippinen	SONIN (1985)
<i>Diplostomum chromatophorum</i> (Brown, 1931)	Europa und paläarktisches Asien	SONIN (1986)
<i>Diplostomum clavatum</i> (Ciurea, 1928)	Rumänien	YAMAGUTI (1958)
<i>Diplostomum sudarikovi</i> Shigin, 1960	Techoslowakei, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Echinoasmus amphibolus</i> Kotlan, 1922	Nord-, Mittel- und Osteuropa, ehemalige UdSSR	SPREEN (1932), SONIN (1985, 1986), YAMAGUTI (1958)
<i>Echinochasmus beleocephalus</i> (Linstow, 1873) Dietz, 1909	Süd-, West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Japan	BEZUBIK (1956), SULGOSTOWSKA (1960 b), YAMAGUTI (1958), SONIN (1985), NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Echinochasmus beleocephalus chankensis</i> Oshmarin & Dozenko, 1951	Primorsk Krai	YAMAGUTI (1958)
<i>Echinochasmus bursicola</i> (Creplin, 1837)	Polen	Bezubik (1956)
<i>Echinochasmus euryporus</i> Looss, 1896	Europäischer und asiatischer Teil der UdSSR, Indien	Sonin (1985)
<i>Echinochasmus militaris</i> Leonov, 1958	Frankreich, Ukraine, Kasachstan, Aserbaidshan, Iran	Sonin (1985)
<i>Echinochasmus oligacanthus</i> Lühe, 1910	Kasachstan, Afrika	Sonin (1985)
<i>Echinochasmus petrowi</i> Schachtachtinskaja & Sailov, 1966	Aserbaidshan	Sonin (1985)

Fortsetzung Anhang B.1: Trematoden des Graureihers

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Echinochasmus rufocapensis</i> Verma, 1935	Osteuropa, Aserbaidshan, Indien	Sonin (1985)
<i>Echinoparyphium ichtophilum</i> Mendheim, 1940	DDR	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Echinoparyphium recurvatum</i> (Linstow, 1873)	Europa, UdSSR, Japan	SONIN (1985)
<i>Echinostoma revolutum</i> (Frölich, 1802)	Europa, UdSSR, Afrika, Kanada	SONIN (1985)
<i>Echinostoma sarcinum</i> Dietz, 1909	Deutschland	YAMAGUTI (1958)
<i>Echinostoma sudanese</i> Odhner, 1911	Europa, UdSSR, Afrika	SONIN (1985)
<i>Episthmium bursicola</i> (Crepl., 1830)	Osteuropa, Schwarzes und Kaspisches Meer, UdSSR, Afrika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Episthmium intermedium</i> Skrjabin, 1909	Russland	YAMAGUTI (1958)
<i>Euclinostomum heterostomum</i> (Rudolphi, 1809)	Süd-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Libyen, Nordamerika	SONIN (1985), NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Galactosomum lacteum</i> (Jägersk., 1896), Looss, 1899	Nord-, Mittel- und Ost-Europa, Aserbaidshan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Galactosomum phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939	Ukraine, Aserbaidshan, Japan	SONIN (1985)
<i>Hysterothelphusa triloba</i> (Rudolphi, 1819)	Europa, Nord- und Süd-Amerika, Australien, Japan	YAMAGUTI (1958)
<i>Ignavia aquilae</i> Oschmarin & Belous, 1951	UdSSR (europäischer und asiatischer Teil)	SONIN (1985)
<i>Leucochloridium actitis</i> McIntosh, 1932	Osteuropa, UdSSR, Japan, Alaska	SONIN (1985)
<i>Maritrema subdolum</i> Jägerskiöld, 1909	Schwarzes Meer	BOHATYREVA (1997)
<i>Mesorchis pseudoechinatus</i> (Olsson, 1876)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Iran, Afrika, USA, Kanada	SONIN (1985)
<i>Metagonimus yokogawai</i> (Katsurada, 1912), Katsurada, 1913	Osteuropa, UdSSR, Japan, Korea, KNR	SONIN (1986)
<i>Metorchis xanthosomus</i> (Creplin, 1846)	Spanien	NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Notaulus dentriticus</i> (Morgan, 1927)	Asiatischer Teil der UdSSR, Südost-Asien	SONIN (1986)
<i>Ophiosoma patagiatum</i> (Creplin, 1846)	West-, Mittel-, Süd- und Osteuropa, UdSSR, Zaire	SONIN (1986)
<i>Opisthorchis geminus</i> (Looss, 1896)	Osteuropa, UdSSR, Japan, Südost- Asien	SONIN (1986)
<i>Opisthorchis longissimus</i> (Linst., 1883), Stiles & Hassal, 1896	Ost-Europa, UdSSR, Astrakan, Manchurien, KNR	YAMAGUTI (1958), SULGOSTOWSKA (1963 a), SONIN (1986)
<i>Parascocotyle minuta</i> (Looss, 1899)	Ägypten, Alaska	SONIN (1986)

Fortsetzung Anhang B.1: Trematoden des Graureihers

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Parastrigea cincta</i> (Brandes 1988) Szidat, 1928	Brasilien, Venezuela	DUBOIS (1936), YAMAGUTI (1958)
<i>Pegosomum spiniferum</i> Ratz, 1903	Osteuropa, UdSSR, Mongolei, Afrika	SONIN (1985)
<i>Petasiger aeratus</i> Oshmarin, 1947	UdSSR, Buriato-Mongolei	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Petasiger coronatus</i> Mendheim, 1940	DDR, Aserbaidshan, Westsibirien	SONIN (1985)
<i>Petasiger neocomense</i> Fuhrmann, 1927	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR	SONIN (1985)
<i>Petasiger spasskyi</i> Oshmarin, 1947	Buriato-Mongoliia, Ostsibirien	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Phagicola minutus</i> (Looss, 1899)	Kairo, Damietta	YAMAGUTI (1958)
<i>Posthodiplostomum biellipticum</i> Dubois, 1958 (experimentell)	Israel, Aserbaidshan, Afrika	SONIN (1986)
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> (Nordmann, 1832)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832)	Mitte- und Ost-Europa, UdSSR (Westsibirien), Indien	DUBOIS (1936), YAMAGUTI (1958), SONIN (1986), BADRAN et al. (1996)
<i>Promptenovum vanbenedeni</i> (Witenberg, 1923)	Europa	YAMAGUTI (1958)
<i>Prosthogonimus cuneatus</i> (Rud., 1809), Braun, 1901	Europa, Sibirien, Japan, China, Philippinen, Turkestan Indien, Ägypten, USA, Brasilien, Uruguay Argentinien	YAMAGUTI (1958), SULGOSTOWSKA (1960 b), SONIN (1985)
<i>Prosthogonimus ovatus</i> Rudolphi, 1803	Europa, Asien	SULGOSTOWSKA (1960 b), SONIN (1985)
<i>Pygidiopsis genata</i> Loos, 1907	Osteuropa, UdSSR, China, Israel, Ägypten, Schwarzes Meer	SONIN (1986), BOHATYREVA (1997)
<i>Pygidiopsis summa</i> Ohji & Nishio, 1916	Japan	SONIN (1986)
<i>Renicola brevipyga</i> Oshmarin, 1963	Küsten des Fernen Ostens	SONIN (1986)
<i>Renicola paraquinta</i> Rajewsky, 1937	Schwarzes Meer	BOHATYREVA (1997)
<i>Renicola quintus</i> Sokolova-Andronova, 1937	UdSSR	SONIN (1986)
<i>Renicola sudarikovi</i> Leonov, 1958	Küste des Schwarzen Meeres	SONIN (1986)
<i>Trichobilharzia ocellata</i> (La Valette, 1854)	Osteuropa, Ural, Kasachstan	SONIN (1985)
<i>Tylodelphis clavata</i> (Nordmann, 1832)	Europa	DUBOIS (1936), YAMAGUTI (1958)
<i>Tylodelphis excavata</i> (Rudolphi, 1803)	Mittel- und Ost-Europa, UdSSR	SONIN (1986)

Anhang B.2: Trematoden des Silberreiher

Trematoda	Herkunft	Autor
<i>Amphimerus interruptus</i> (Braun, 1901)	Mexiko	RAMOS-RAMOS (1995)
<i>Apharyngostrigea brasiliiana</i> (Szidat, 1928)	Venezuela, Argentinien	DUBOIS (1968), BOERO et al.(1972)
<i>Apharyngostrigea ardeolina</i> Vidyarthi, 1937	USA (Mississippi, Georgia, Tennessee)	DUBOIS (1936), BYRD & WARD (1943), YAMAGUTI (1958)
<i>Apharyngostrigea cornu</i> (Zeder, 1800), Ciurea 1927	Mittel-, Süd- und Ost-Europa, UdSSR, Indien, Nord- und Mittel-Amerika, Madagaskar, Marokko	SONIN (1986)
<i>Apharyngostrigea garciai</i> Tubangui, 1933	UdSSR, Philippinen	SONIN (1986)
<i>Apharyngostrigea indiana</i> Vidyarthi, 1937	Indien	YAMAGUTI (1958)
<i>Apharyngostrigea pipientis</i> (Faust, 1918)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Apharyngostrigea ramai</i> (Verma, 1936)	Aserbaidshan, Japan, Südost-Asien, Indien, West-Afrika	SONIN (1986)
<i>Ascocotyle (Phagicola) angrense</i> Travassos, 1916	USA (Louisiana), Argentinien	PONCE DE LEON (1995), BOERO et al. (1972)
<i>Ascocotyle chandleri</i> Lumsden, 1963	USA (Texas)	LUMSDEN (1963)
<i>Ascocotyle (Phagicola) diminuta</i> Stunkard und Haviland, 1924	Mexiko, USA (Florida)	SCHOLZ et al. (1997 a), SEPULVEDA et al. (1999)
<i>Ascocotyle gemina</i> Font, Overstreet et Heard, 1984	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Ascocotyle (Phagicola) longa</i> Ransom, 1920	USA (Florida)	HUTTON & SOGANDARES-BERNAL (1960)
<i>Ascocotyle macintoshi</i> Price, 1936	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Ascocotyle megaloccephala</i> Price, 1932	Mexiko	SCHOLZ et al. (1997 a)
<i>Ascocotyle (Phagicola) nana</i> Ransom, 1920	USA (Mississippi, Florida), Mexiko	FONT et al. (1984), AGUIRRE-MACEDO & GARCÍA-MAGAÑA (1994), SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Ascocotyle nunezea</i> Scholz, Vargas-Vásquez, Vidal-Martínez, Aguirre-Macedo	Mexiko	SCHOLZ et al. (1997 b)
<i>Ascocotyle tenuicollis</i> Price 1935	Mexiko, USA (Florida)	AGUIRRE-MACEDO & GARCÍA-MAGAÑA (1994), SALGADO-MALDONADO et al. (1997), SCHOLZ et al. (1997 a), SEPULVEDA et al. (1999)
<i>Ascocotyle</i> sp.	USA (Florida)	HUTTON (1964)
<i>Bilharziella polonica</i> (Kowalewski, 1895) Looss, 1899	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Nordamerika	SONIN (1985)
<i>Cladocystis trifolium</i> (Braun, 1901)	Mexiko	RAMOS-RAMOS (1995)
<i>Clinostomum attenuatum</i> Cort, 1913	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)

Fortsetzung Anhang B.2.: Trematoden des Silberreiher

Trematoda	Herkunft	Autor
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rudolphi, 1814), Braun, 1899	Kolumbien, USA (Florida)	RIETSCHER & WERDING (1978), SONIN (1985), SEPÚLVEDA et al. (1999), MALEK & MOBEDY (2001), DIAS (2002)
<i>Clinostomum detruncatum</i> Braun, 1899	Venezuela	BRAUN (1899)
<i>Cryptocotyle concava</i> (Crepl., 1825), Lühe, 1899	Schwarzes Meer	YAMAGUTI (1958), BOHATYREVA (1997)
<i>Diasiella diasi</i> (Travassos, 1922)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Diplostomum ardeae</i> Dubois, 1969	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Diplostomum chromatophorum</i> (Brown, 1931)	Europa, und paläarktisches Asien	SONIN (1986)
<i>Diplostomum paracaudum</i>	Schwarzes Meer	BOHATYREVA (1997)
<i>Echinoasmus beleocephalus</i> (Linstow, 1873) Dietz, 1909	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Japan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Echinoasmus dietzevi</i> Issaitschkoff, 1927	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Echinoasmus euryporus</i> Looss, 1896	Europäischer und asiatischer Teil der UdSSR, Indien	SONIN (1985)
<i>Echinochasmus oligacanthus</i> Lühe, 1910	Kasachstan, Afrika	SONIN (1985)
<i>Echinochasmus rufocapensis</i> Verma, 1935	Osteuropa, Aserbaidshan, Indien	SONIN (1985)
<i>Episthmium bursicola</i> (Creplin, 1837)	Osteuropa, UdSSR, Afrika	SONIN (1985)
<i>Gnathostoma</i> sp.-Larve	Mexiko	CAMACHO et al. (2002)
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819)	Mittel- Süd- und Osteuropa, UdSSR, Japan	SONIN (1986)
<i>Ignavia venusta</i> Freitas, 1948	Brasilien, USA (Florida)	FREITAS (1948), SEPÚLVEDA et al. (1999), YAMAGUTI (1958)
<i>Metorchis denticulatus</i> (=Stephanoprora denticulata) (Rudolphi, 1802)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Microparyphium facetum</i> Dietz, 1909	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Ophiosoma patagiatum</i> (Creplin, 1846)	Europa, UdSSR (Westsibirien), Zaire	DUBOIS (1936), YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Parallelotestis horridus</i> Belopolskaja, 1954	Ferner Osten	SONIN (1985)
<i>Parastrigea cincta</i> , (Brandes 1988) Szidat, 1928		DUBOIS (1936)
<i>Pegosomum saginatum</i> (Ratz, 1898) Ratz, 1903	Osteuropa, UdSSR	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Pegosomum spiniferum</i> Ratz, 1903	Osteuropa, UdSSR, Mongolei, Afrika	SONIN (1985)
<i>Pegosomum petroli</i> Kurashvili, 1949	Russland	YAMAGUTI (1958)

Fortsetzung Anhang B.2.: Trematoden des Silberreihers

Trematoda	Herkunft	Autor
<i>Pegosomum skrjabini</i> Shakhtakhtinskaia, 1949	Russland	YAMAGUTI (1958)
<i>Philophthalmus lacrymosus</i> Braun, 1902	Brasilien	FREITAS (1955)
<i>Pholeter anterouterus</i> Fischthal et Nasir, 1974	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Posthodiplostomum boydae</i> Dubois, 1969	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> (Nordmann, 1832)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832)	Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, Indien	SONIN (1986)
<i>Posthodiplostomum minimum</i> (MacCallum, 1921)	Mexiko, USA (Florida)	PONCE DE LEÓN (1995), SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Posthodiplostomum nanum</i> Dubois, 1937	Argentinien	BOERO et al. (1972)
<i>Posthodiplostomum opisthosicya</i> Dubois, 1969	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Posthodiplostomum</i> spp.	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. 1999
<i>Prosthogonimus ovatus</i> Rudolphi, 1803	Europa, Asien	SONIN (1985)
<i>Pygidiopsis genata</i> Loos, 1907	Schwarzes Meer,	BOHATYREVA (1997)
<i>Renicola</i> sp.	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Ribeiroia ondatrae</i> (Price, 1931)	Brasilien, USA (Florida)	YAMAGUTI (1971), SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Saakotrema metatestis</i> (Saakova, 1952)	Ukraine, Aserbaidshan	SONIN (1985)
<i>Strigea pseudibis</i> Odening, 1962	Deutschland	DUBOIS (1968)
<i>Tanaisia zarudnyi</i> (Skrjabin, 1924)	West- und Osteuropa, UdSSR, USA	SONIN (1985)
<i>Tylodelphis clavata</i> (Nordmann, 1832)	Europa	YAMAGUTI (1958)
<i>Tylodelphis excavata</i> (Rudolphi, 1803)	Mittel- und Ost-Europa, UdSSR	SONIN (1986)

Anhang B.3: Trematoden des Kormorans

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Apatemon gracilis</i> (Rudolphi, 1819)	Nord-, Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, Schwarzes und Kaspisches Meer, Nord- und Süd-Amerika	ŠIGIN (1983), SONIN (1986)
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909	Mieel- und Osteuropa (Tschechien), Schwarzes, Asowsches und Kaspisches Meer, UdSSR	SPREEN (1932), SULGOSTOWSKA (1960 b), GREZE (1975), ŠIGIN (1983), SONIN (1986), NAŠINCOVÁ (1993, 1994)
<i>Aporchis croaticus</i> (Stossich, 1889) Stossich, 1905	Paläarktik	SPREEN (1932), SONIN (1985, 1986)
<i>Ascocotyle (Phagicola)</i> <i>longa</i> Ransom, 1920	DDR, BRD, Tschechoslowakei	REIMER (1969, 2001), NAŠINCOVÁ (1993, 1994)
<i>Bolbophorus confusus</i> (Krause, 1914)	Tschechoslowakei, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Centrocestus armatus</i> (Tanabe, 1922)	Japan	SONIN (1986)
<i>Cercarioides aharoni</i>	Tschechien	NAŠINCOVÁ (1993, 1994)
<i>Ciureana cryptocotylodes</i> Issaitschikoff, 1923	Schwarzes und Kaspisches Meer, Ukraine	SMOGARZEVSKAJA (1976), ŠIGIN (1983), SONIN (1986)
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rud., 1819) Braun, 1899	Kosmopolit	VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Cotylurus pileatus</i> (Rud., 1802) Dubois, 1937	Europa, Asien, Aserbaidshan	VAIDOVA (1978), YAMAGUTI (1958)
<i>Cotylurus platycephalus</i> Creplin, 1825) Szidat, 1928	Europa, Westsibirien	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958)
<i>Cryptocotyle concavum</i> (Crepl., 1825), Lühe, 1899	Mittel-, Süd- und Osteuropa, DDR, Schwarzes und Kaspisches Meer, Ukraine, Aserbaidshan, UdSSR	REIMER (1969), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1986), YAMAGUTI (1958)
<i>Cryptocotyle jejuna</i> (Nicoll, 1907)	Europa, UdSSR, Schwarzes und Kaspisches Meer, Aserbaidshan, Japan	VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1986)
<i>Cryptocotyle lingua</i> (Crepl., 1825) Fischoeder, 1903	DDR, Schwarzes und Kaspisches Meer, Ukraine	REIMER (1969), SMOGARZEVSKAJA (1976), ŠIGIN (1983)
<i>Cyathocotyle prussica</i> Mühling, 1896	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Diplostomum chromatophorum</i> (Brown, 1931)	Europa und paläarktischer Teil Asiens	SONIN (1986)
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rud., 1819) Braun, 1893	Aserbaidshan	VAIDOVA (1978), SONIN (1986)

Fortsetzung Anhang B.3: Trematoden des Kormorans

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Echinochasmus amphibolus</i> Kotlan, 1922	Nord-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR	SPREEN (1932), SONIN (1985, 1986), YAMAGUTI (1958)
<i>Echinochasmus bagulai</i> Varma, 1935	Schwarzes und Kaspisches Meer	ŠIGIN (1983)
<i>Echinochasmus mordax</i> (Looss, 1899)	Schwarzes und Kaspisches Meer, Ukraine	SMOGARZEVSKAJA (1976), ŠIGIN (1983),
<i>Echinochasmus muraschkinzewi</i> Baschkirova, 1941	Ungarn, UdSSR	SONIN (1985, 1986)
<i>Echinochasmus perfoliatus</i> (Ratz, 1909)	Schwarzes und Kaspisches Meer	ŠIGIN (1983)
<i>Echinoparyphium macrovitellarum</i> Oschmarin, 1947	Schwarzes und Kaspisches Meer, Aserbaidshan, Ostsibirien	VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Echinoparyphium microvitellatum</i> Oschmarin, 1947	Buriato, Mongolei	YAMAGUTI (1958)
<i>Echinoparyphium recurvatum</i> (Linstow, 1873)	Europa, UdSSR, Japan	SONIN (1985, 1986)
<i>Echinostoma exechinatum</i> Soloviev, 1912	Turkestan	YAMAGUTI (1958)
<i>Echinostoma hospitale</i> Mendheim, 1940	Europa	YAMAGUTI (1958)
<i>Echinostoma revolutum</i> (Frölich, 1802)	Europa, UdSSR, Afrika, Kanada	ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Episthmium bursicola</i> (Creplin, 1837)	Osteuropa, Schwarzes und Kaspisches Meer, UdSSR, Afrika	ŠIGIN (1983), SONIN (1985)
<i>Episthmium intermedium</i> Skrjabin, 1909	Russland	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Galactosomum lacteum</i> (Jägersk., 1896), Looss, 1899	Nord- Mittel- und Ost-Europa, Aserbaidshan	SPREEN (1932), YAMAGUTI (1958), SONIN (1986), NAŠINCOVÁ (1993, 1994)
<i>Galactosomum phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939	Schwarzes und Kaspisches Meer, Aserbaidshan, Ukraine, Japan	SMORGAEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1986)
<i>Galactosomum puffini</i> Yamaguti, 1941	UdSSR, Japan	SONIN (1986)
<i>Galactosomum</i> sp.	DDR	REIMER (1969)
<i>Heterophyes aequalis</i> Looss, 1902	DDR, Tschechien	REIMER (1969), NAŠINCOVÁ (1993, 1994)

Fortsetzung Anhang B.3: Trematoden des Kormorans

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Holostephanus dubinini</i> Vojtek & Vojtkova, 1968	BRD, Astrakhan	ILJUŠINA (1968), SONIN (1986), FREYER (2002)
<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819)	Mittel- Süd- und Osteuropa (BRD, DDR, Tschechien, Ukraine), UdSSR (Astrakhan, Aserbaidshan), Japan, Schwarzes, Kaspisches und Asowsches Meer,	SPREEN (1932), DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958), REIMER (1969, 2001), ILJUŠINA (1968), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), VOITEK (1981), ŠIGIN (1983), SONIN (1986), NAŠINCOVÁ (1993, 1994), FREYER (2002)
<i>Ichtyocotylurus erraticus</i> (Rudolphi, 1809)	Mittel-, Süd-, West- und Ost-Europa, UdSSR, (Schwarzes und Kaspisches Meer), Nord-Amerika	ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Ichtyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802)	West- Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, (Schwarzes und Kaspisches Meer), USA	ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Ichtyocotylurus platycephalus</i> (Creplin, 1825)	Nord-, West-, Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, Ägypten	SONIN (1986)
<i>Liliatrema skrjabini</i> Gubanov, 1953	Ferner Osten, Japan	SPREEN (1932), SONIN (1985)
<i>Maritrema linguilla</i> Jägerskiöld, 1909	Frankreich, ehemalige DDR, UdSSR, Ferner Osten	SPREEN (1932), REIMER (1969), SONIN (1985)
<i>Maritrema subdolum</i> Jägerskiöld, 1909	West-, Mittel- (DDR) und Osteuropa, Aserbaidshan	SPREEN (1932), REIMER (1969), SONIN (1985)
<i>Mesorchis pseudoechinatus</i> (Olsson, 1876)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Iran, Afrika, USA, Kanada	SONIN (1985)
<i>Metagonimus takahashii</i> Suzuki, 1929	Japan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Metagonimus yokogawai</i> (Katsurada, 1912), Katsurada, 1913	Osteuropa (Bulgarien, Tschechoslowakai, Rumänien, Ukraine), Sibirien, Schwarzes, Kaspisches und Asowsches Meer, , Aserbaidshan, Japan, Korea, KNR	YAMAGUTI (1958), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1986)
<i>Metametrochis butoridi</i> (Oshmarin, 1963) Filimonova	Ostsibirien, Ferner Osten	SONIN (1986)
<i>Metorchis bilis</i> (Braun, 1790)	DDR, Rumänien, UdSSR	REIMER (1969), SONIN (1986)
<i>Metorchis xanthosomus</i> (Creplin, 1846)	Mittel- und Ost-Europa (BRD, Polen, Tschechien), UdSSR, Schwarzes und Kaspisches Meer, Astrakhan, Aserbaidshan, Süd-Amerika	SULGOSTOWSKA (1960 a), ILJUŠINA (1968), VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1986), NAŠINCOVÁ (1993-94), REIMER (2001), FREYER (2002)
<i>Monolifer mergi</i> (Connon, 1938)	DDR, Kanada	SONIN (1985)

Fortsetzung Anhang B.3: Trematoden des Kormorans

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Parascotyle sinoecum</i> Ciurea, 1933	Schwarzes und Kaspisches Meer	ŠIGIN (1983)
<i>Paryphostomum carbonis</i> Mendheim, 1940	Bodensee, Schwarzes und Kaspisches Meer	YAMAGUTI (1958), ŠIGIN (1983)
<i>Paryphostomum radiatum</i> (Duj., 1845), Dietz, 1909	Europa (BRD, DDR, Tschechien, Georgien, Ukraine, Schwarzes und Kaspisches Meer), UdSSR, Aserbaidshan, Japan, Sri Lanka, Afrika, Australien	SPREEN (1932), KURAŠVILI (1957), YAMAGUTI (1958), SULGOSTOWSKA (1960 b), ILJUŠINA (1968), REIMER (1969, 2001), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), VOITEK (1981), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986), NAŠINCOVÁ (1993-94), FREYER (2002)
<i>Paryphostomum skrjabini</i> Schachtachtinskaja & Sailov, 1961	Ukraine, Schwarzes und Kaspisches Meer, Aserbaidshan	SMOGARZEVSKAJA (1976), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Paryphostomum testitriifolium</i> Gogate, 1934	Ukraine, Schwarzes und Kaspisches Meer, UdSSR, Birma	SMOGARZEVSKAJA (1976), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986)
<i>Patagifer parvispinosus</i> Yamaguti, 1933	Ehemaliges Jugoslawien, UdSSR, Japan	SONIN (1985, 1986)
<i>Pegasomum spiniferum</i> Ratz, 1903	Schwarzes und Kaspisches Meer	ŠIGIN (1983)
<i>Petasiger baschkirovi</i> Ablasov & Iksanov, 1958	Aserbaidshan, Kirgisien	SONIN (1985)
<i>Petasiger exaeretis</i> Dietz, 1909	Europa (England, BRD, DDR, Tschechien, Ungarn, Polen, Georgien, Ukraine), Schwarzes und Kaspisches Meer, Aserbaidshan, Australien	SPREEN (1932), KURAŠVILI (1957), YAMAGUTI (1958), SULGOSTOWSKA (1960 b), ILJUŠINA (1968), REIMER (1969, 2001), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986), MORAVEC et al. (1988), NAŠINCOVÁ (1993-94), FREYER (2002)
<i>Petasiger nitidus</i> Linton, 1928	Schwarzes und Kaspisches Meer	ŠIGIN (1983)
<i>Petasiger phalacrocoracis</i> (Yamaguti, 1939)	Europa (BRD, Tschechien, Schwarzes und Kaspisches), UdSSR, Aserbaidshan, Japan, Australien	VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1985, 1986), NAŠINCOVÁ (1993, 1994), FREYER (2002)
<i>Petasiger pungens</i> (v. Linstow, 1894) Yamaguti, 1971	Schwarzes und Kaspisches Meer	ŠIGIN (1983)

Fortsetzung Anhang B.3.: Trematoden des Kormorans

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (Nordmann, 1832) Dubois, 1936	Paläarktisk, BRD	SONIN (1986), BADRAN et al. (1996), FREYER (2002)
<i>Prosthogonimus cuneatus</i> (Rudolphi, 1803)	Kosmopolit	SULGOSTOWSKA (1960 b)
<i>Psilochasmus oxyurus</i> (Creplin, 1825)	Aserbajdschan, Kasachstan, Westsibirien	VAIDOVA (1978), SONIN (1985)
<i>Pygidiopsis phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1931	Japan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Renicola secunda</i> Skrjabin, 1924	DDR, Wolga-Delta, Aralsee, Kasachstan	REIMER (1969), SONIN (1986)
<i>Stictodara sawakinensis</i> Looss, 1899	UdSSR, Philippinen, Schwarzes und Kaspisches Meer, Aserbajdschan, Westsibirien, Ägypten, Tunis	VAIDOVA (1978), ŠIGIN (1983), SONIN (1986)
<i>Tetracotyle</i> sp.	Aserbajdschan	VAIDOVA (1978)

Anhang B.4: Trematoden der Silbermöwe

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Apatemon fuligulae</i> Yamaguti, 1933	DDR, UdSSR, Japan	SONIN (1986)
<i>Apophallus brevis</i> Ransom, 1920	Ohio	OWEN et al. (1976),
<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909	Mittel- und Ost-Europa, UdSSR	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Aporchis liouvillei</i> Dollfus, 1951	Marokko	YAMAGUTI (1958)
<i>Aporchis massiliensis</i> Timon-David 1955	Europa, (England Frankreich), UdSSR, Galapagos-Inseln	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Aporchis rugosus</i> Linton, 1928	Europa, ehemalige UdSSR	SONIN (1985)
<i>Bilharziella polonica</i> (Kowalewski, 1895) Looss, 1899	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Nordamerika	SONIN (1985)
<i>Brachylaimus fuscatus</i> Dujardin, 1843	West-, Nord- und Osteuropa, ehemalige UdSSR, Kanada	SONIN (1985)
<i>Brachylecithum lobatum</i> (Railliet, 1900)	Ostsibirien	SONIN (1985)
<i>Brachylecithum microtesticulatum</i> Timon- David, 1955	England, Frankreich	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Cardiocephaloides brandesi</i> (Szidat, 1928)	Großbritannien, Ukraine, Nord- und süd-Amerika	SONIN (1986)
<i>Cardiocephalus brandesi</i> Szidat, 1928	Brasilien, USA, Kuba	YAMAGUTI (1958)
<i>Cardiocephalus longicollis</i> (Rudolphi, 1819)	Europa, UdSSR, Israel, Ägypten	SONIN (1986)
<i>Cardiocephalus medioconiger</i> Dubois & Viiguera, 1949	UdSSR, Kuba	SONIN (1986)
<i>Cercarioides aharoni</i> Witenberg, 1929	UdSSR, Israel, Ägypten	SONIN (1986)
<i>Clinostomum complanatum</i> (Rud., 1819) Braun, 1899	Kosmopolit	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Clinostomum lambitans</i> Braun, 1899	Europa, Nord- und Südamerika	YAMAGUTI (1958)
<i>Cotylurus communis</i> (Hughes, 1928) La Rue, 1932	Nordamerika	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958)
<i>Cotylurus pileatus</i> (Rud., 1802) Dubois, 1937	Europa, Asien,	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958)
<i>Cotylurus platycephalus</i> (Creplin, 1825) Szidat, 1928	Europa, Westsibirien, Ohio	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958), OWEN et al. (1976)
<i>Cryptocotyle concavum</i> (Crepl., 1825), Lühe, 1899	Europa, Schwarzes und Kaspisches Meer, Ukraine, Asien	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Cryptocotyle jejuna</i> (Nicoll, 1907)	Europa, Schwarzes und Kaspisches Meer, Asien	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Cryptocotyle lingua</i> (Crepl., 1825) Fiscoeder, 1903	Europa, Sibirien, Japan Nordamerika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Cyathocotyle prussica</i> Mühling, 1896	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Diplostomum chromatophorum</i> (Brown, 1931)	Europa und paläarktischer Teil Asiens	SONIN (1986)

Fortsetzung Anhang B.4: Trematoden der Silbermöwe

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Diplostomum commutatum</i> (Dies, 1850) Dubois, 1937	DDR, Polen, Ungarn, Tscheoslowakei, UdSSR, Nord-Amerika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Diplostomum flexicaudum</i> (Fort & Brooks, 1928) Van Haitisma, 1931	USA	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958)
<i>Diplostomum helveticum</i> (Dubois, 1929)	UdSSR	SONIN (1986)
<i>Diplostomum huronense</i> (La Rue, 1927) Hughes, 1929	USA	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958)
<i>Diplostomum indistinctum</i> (Guberlet, 1923) Hughes, 1929	USA, Russland	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958)
<i>Diplostomum phoxini</i> (Faust, 1918) (experimentell)	England, Frankreich, Schweiz, UdSSR	SONIN (1986)
<i>Diplostomum rutili</i> Rasmashkin, 1969	UdSSR	SONIN (1986)
<i>Diplostomum spathaceum</i> (Rud., 1819) Braun, 1893	Europa, UdSSR, Sibirien, Ohio	DUBOIS (1938), YAMAGUTI (1958), OWEN et al. (1976), SONIN (1986)
<i>Diplostomum volvens</i> Nordmann, 1832	Schweiz. Tscheoslowakei, Polen, UdSSR, Nor-Amerika	SONIN (1986)
<i>Echinochasmus cohensi</i> Rao, 1951	UdSSR, Kanada, Ohio	YAMAGUTI (1958), OWEN et al. (1976), SONIN (1985)
<i>Echinochasmus microacetabulum</i> Leonov, 1958	Ukraine, Kanada	SONIN (1985)
<i>Echinochasmus mordax</i> (Looss, 1899)	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Israel, Afrika, Australien	SONIN (1985)
<i>Echinoparyphium aconiatum</i> Dietz, 1909	Europa, UdSSR, Nordamerika	SONIN (1985)
<i>Echinoparyphium clerci</i> Skrjabin, 1915	Osteuropa, UdSSR	SONIN (1985)
<i>Echinoparyphium recurvatum</i> (Linstow, 1873)	Europa, UdSSR, Japan	SONIN (1985)
<i>Echinostoma revolutum</i> (Frölich, 1802)	Europa, UdSSR, Afrika, Kanada	SONIN (1985)
<i>Erschoviorchis lintoni</i> (Gower, 1939)	Ostsibirien, Ferner Osten, Nord-Amerika	SONIN (1986)
<i>Galactosomum lacteum</i> (Jägerskiöld, 1896) Looss, 1899	Nord-, Mittel- und Osteuropa, Aserbaidshan	SONIN (1986)
<i>Galactosomum puffini</i> Yamaguti, 1941	UdSSR, Japan	SONIN (1986)
<i>Gigantobilharzia lawayi</i> Brackett, 1942	Deutschland	YAMAGUTI (1958)
<i>Gymnophallus deliciosus</i> (Olss., 1893), Odhner, 1900	Europa, UdSSR, Nord- Amerika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Gynaecotyla longiintestinata</i> Leonov, 1958	Frankreich, Ukraine	SONIN (1985)
<i>Heterophyopsis continua</i> (Onji & Nishio, 1916)	Japan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Heterotestophyes sobolevi</i> Leonov, 1957	UdSSR	SONIN (1986)
<i>Himasthla continua</i> Loos-Frank, 1967	DDR, Niederlande	SONIN (1985)
<i>Himasthla elongata</i> (Mehlis, 1831) Dietz 1909	Europa, Ferner Osten, Aserbaidshan, Usa, Kanada	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Himasthla interrupta</i> Loos-Frank, 1967	DDR, Niederlande	SONIN (1985)

Fortsetzung Anhang B.4: Trematoden der Silbermöwe

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Himasthla leptosoma</i> (Crepl., 1829) Dietz 1909	Europa	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Himasthla militaris</i> (Rudolphi, 1802)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, USA	SONIN (1985)
<i>Himasthla quissetensis</i> Miller & Northrup, 1926	außerhalb der Paläarktik	SONIN (1985)
<i>Holostephanus lühe</i> Szidat, 1936 (experimentell)	England, Pribaltikum	SONIN (1986)
<i>Hypoderaeum conoideum</i> (Bloch, 1782)	Georgien, Armenien, Aserbaidshan	SONIN (1985)
<i>Ichtyocotylurus erraticus</i> (Rudolphi, 1809)	Mittel-, Süd-, West- und Ost-Europa, UdSSR, Nord-Amerika	SONIN (1986)
<i>Ichtyocotylurus pileatus</i> (Rudolphi, 1802)	West- Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, USA	SONIN (1986)
<i>Ichtyocotylurus platycephalus</i> (Creplin, 1825)	Nord-, West-, Mittel- und Ost-Europa, UdSSR, Ägypten	SONIN (1986)
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i> (Creplin, 1825)	Mittel- und Ost-Europa	SONIN (1986)
<i>Knipowitschiatrema echinatum</i> Timon-David, 1955	England, Frankreich, Kasachstan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Knipowitschiatrema nicolai</i> Issaitschikow, 1927	Russland, Ukraine	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Knipowitschiatrema timondavidi</i> (Pearson & Prévot, 1971) Krasnolobova, comb. nov.	Frankreich, Jugoslawien, Kasachstan	PEARSON & PRÉVOT (1971), SONIN (1986)
<i>Levinseniella propinqua</i> (Jägersk., 1907)	Osteuropa, Ferner Osten	SONIN (1985)
<i>Levinseniella similis</i> (Jägersk., 1900)	Europa	YAMAGUTI (1958)
<i>Liliatrema skrabini</i> Gubanov, 1953	Kurile-Inseln, Japan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Liliatrema sobolevi</i> Gubanov, 1953	Ferner Osten, Japan	SONIN (1985)
<i>Linstowiella viviparae</i> (Linstow, 1877)	Europäische UdSSR	SONIN (1986)
<i>Lyperosomum lari</i> Travassos, 1917	Ukraine	SONIN (1985)
<i>Maritrema echincirrata</i> Leonov, 1958	Osteuropa	SONIN (1985)
<i>Maritrema lepidum</i> Nicoll, 1907	England, Osteuropa	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Maritrema linguilla</i> Jägerskiöld, 1909	Frankreich, ehemalige DDR, UdSSR, Ferner Osten	SONIN (1985)
<i>Maritrema oöcysta</i> (Lebour, 1907)	England, Ukraine	SONIN (1985)
<i>Maritrema rhodanicum</i> Carrère, 1936		YAMAGUTI (1958)
<i>Maritrema sachalinicum</i> Schumakowitsch, 1932	Russland, Insel Sachalin, Nord-Amerika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Maritrema subdolum</i> Jägerskiöld, 1909	West-, Mittel- und Osteuropa, Aserbaidshan	SONIN (1985)
<i>Mesophorodiplostomum pricei</i> (Krull, 1934) Dubois, 1936	USA	YAMAGUTI (1958), OWEN et al. (1976)
<i>Mesorchis pseudoechinatus</i> (Olsson, 1876)	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Iran, Afrika, USA, Kanada	SONIN (1985)
<i>Mesorchis bitamarae</i> Krasnolobova & Sergeeva, 1964	Ostsibirien, Kasachstan	SONIN (1985)

Fortsetzung Anhang B.4: Trematoden der Silbermöwe

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Mesorchis denticulatus</i> (Rud., 1802)	Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Afrika, Amerika	SONIN (1985)
<i>Mesorchis kasachi</i> Baschkirova, 1941	Aserbaidshan, Kasachstan	SONIN (1985)
<i>Mesorchis microtestius</i> Kurova, 1926	Aserbaidshan, Kasachstan	SONIN (1985)
<i>Mesorchis reynoldi</i> Bhalerao, 1926	Osteuropa, Aserbaidshan, Indien	SONIN (1985)
<i>Mesostephanus appendiculatus</i> (Ciurea, 1916)	Ukraine, USA	SONIN (1986)
<i>Metorchis xanthosomus</i> Creplin, 1946	Europa, Asien	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Microphallus bittii</i> Prevot, 1972	Frankreich	SONIN (1985)
<i>Microphallus excellens</i> (Nicoll, 1907)	Mittel- und Osteuropa, ferner Osten	SONIN (1985)
<i>Microphallus pachygrapsi</i> Deblock & Prevot, 1968	Frankreich	SONIN (1985)
<i>Microphallus papillorobustus</i> (Rankin, 1940)	West- und Osteuropa, Nordamerika	SONIN (1985)
<i>Microphallus pirum</i> (Afanassjew, 1941)	Ferner Osten, USA	SONIN (1985)
<i>Microphallus pygmeus</i> (Levinsen, 1881)	Osteuropa, Ferner Osten	SONIN (1985)
<i>Microphallus similis</i> (Jägerskiöld, 1900)	West-, Mittel- und Osteuropa	SONIN (1985)
<i>Monolifer spinulosus</i> (Rud., 1809)	Mitte- und Osteuropa, UdSSR, Afrika, USA	SONIN (1985)
<i>Ophiosoma patagiatum</i> (Creplin, 1846)	Europa, Westsibirien	YAMAGUTI (1958)
<i>Ornithobilharzia aviani</i> McLeod, 1940	Manitoba	YAMAGUTI (1958)
<i>Ornithobilharzia canaliculata</i> (Rud., 1819) Odhner, 1912	Mittel-, Süd- und Osteuropa, Westsibirien, Nord- und Südamerika (Brasilien), Äthiopien	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Ornithobilharzia filamenta</i> McLeod, 1940	Manitoba	YAMAGUTI (1958)
<i>Ornithobilharzia intermedia</i> Odhner, 1912	Europa, Westsibirien	YAMAGUTI (1958)
<i>Ornithobilharzia lari</i> McLeod, 1937	Kanada, USA	YAMAGUTI (1958)
<i>Pachytrema calculus</i> Looss, 1907	Mittel- und Osteuropa, Krim, Triest, Westsibirien, UdSSR, Japan, Nord-Amerika, Australien	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Pachytrema magnus</i> Travassos, 1921	Europa (NRB), Süd-Amerika (Brasilien)	SONIN (1986)
<i>Parascocotyle sinoecum</i> Ciurea, 1933	Ukraine	SONIN (1986)
<i>Parorchis acanthus</i> (Nicoll, 1906) Nicoll, 1907	Havanna	YAMAGUTI (1958)
<i>Philophthalmus hovarkai</i> Buša, 1956	Tschechoslowakei	SONIN (1985)
<i>Philophthalmus lucipetus</i> (Rud., 1819)	Mittel- und Osteuropa	SONIN (1985)
<i>Plagiorchis elegans</i> (Rud., 1802)	Europa, Asien	SONIN (1985)
<i>Plagiorchis laricola</i> Skrjabin, 1924	Europäischer und asiatischer Teil der ehemaligen UdSSR	SONIN (1985)
<i>Plagiorchis maculosus</i> (Rud., 1802) Braun, 1901	Ukraine, Weißrussland, Ferner Osten, Kasachstan	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Plagiorchis multiglandularis</i> Semenov, 1927	Asiatischer Teil der ehemaligen UdSSR	SONIN (1985)

Fortsetzung Anhang B.4: Trematoden der Silbermöwe

Trematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Prosthogonimus cuneatus</i> (Rud., 1809) Braun, 1901	Europa, Asien, Nord- und Südamerika	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Prosthogonimus ovatus</i> Rudolphi, 1803	Europa, Asien	SONIN (1985)
<i>Psilochasmus oxyurus</i> (Creplin, 1825)	Aserbaidshan, Kasachstan, Westsibirien	SONIN (1985)
<i>Psilolintomum lineatum</i> (Linton, 1928)	England	YAMAGUTI (1958), SONIN (1985)
<i>Psilostomum brevicolle</i> (Creplin, 1829)	England, Norwegen, ehemalige DDR	SONIN (1985)
<i>Psilostomum lineatum</i> Linton, 1928	Nordamerika	YAMAGUTI (1958)
<i>Pygidiopsis genata</i> Looss, 1907	Osteuropa, UdSSR, Israel, China, Ägypten	SONIN (1986)
<i>Renicola keimahuri</i> Yamaguti, 1939	UdSSR, Japan	SONIN (1986)
<i>Renicola lari</i> Timon-David 1933	Europa, UdSSR bis zum Japanischen Meer	YAMAGUTI (1958), MATSKÁSI (1974), SONIN (1986)
<i>Renicola murmanicus</i> Belopolskaja, 1952	Barentsee, Schwarzes Meer	SONIN (1986)
<i>Renicola paraquintus</i> Rajewsky, 1937	UdSSR	SONIN (1986)
<i>Renicola roscovitus</i> (Stunkard, 1932) Werding, 1969	Frankreich	SONIN (1986)
<i>Renicola tertius</i> Sktjabin, 1924	UdSSR	SONIN (1986)
<i>Renicola vladica</i> Oshmarin, 1950	Kurilen, Kamtschatka	SONIN (1986)
<i>Rossicotrema lari</i> Leonov, 1957	Ukraine	SONIN (1986)
<i>Sobolephyia oshmarini</i> Morosov, 1952	Kasachstan, Ferner Osten	SONIN (1986)
<i>Spelotrema arenaria</i> Belopolskaia & Uspenskaia, 1953	Russland	YAMAGUTI (1958)
<i>Spelotrema excellens</i> Nicoll, 1907	Europa, Tunis	YAMAGUTI (1958)
<i>Stephanoprora denticulata</i> (Rudolphi, 1802)	USA	OWEN et al. (1976)
<i>Stephanoprora pseudodenticulata</i> Mendheim, 1940	Europa, Russland, Nordamerika	YAMAGUTI (1958)
<i>Stictodara adulescentia</i> (Onji & Nishio, 1916)	Japan	YAMAGUTI (1958)
<i>Stictodara japonicum</i> Yamaguti, 1939	Ferner Osten, Japan	SONIN (1986)
<i>Stictodara lari</i> Yamaguti, 1939	UdSSR, Japan	SONIN (1986)
<i>Stictodara morosvi</i> Leonov, 1957	Ukraine, Kasachstan	SONIN (1986)
<i>Stictodara perpendiculum</i> (Onji & Nishio, 1916)	Japan	YAMAGUTI (1958)
<i>Stictodara pusilla</i> (Onji & Nishio, 1916)	Japan	YAMAGUTI (1958)
<i>Stictodara sawakinensis</i> Looss, 1899	UdSSR, Philippinen, Westsibirien, Ägypten, Tunis	YAMAGUTI (1958), SONIN (1986)
<i>Strigea infundibuliformes</i> Dubois, 1934	USA	SONIN (1986)
<i>Tanaisia atra</i> (Nezlobinsky, 1926)	Osteuropa, Südwest-Sibirien, USA	SONIN (1985)
<i>Tanaisia fedtschenkoi</i> Skrjabin, 1924	West-, Mittel und Osteuropa, ehemalige UdSSR, USA	SONIN (1985)
<i>Tylodelphis clavata</i> (Nordmann, 1832)	Europa	YAMAGUTI (1958)
<i>Tylodelphis excavata</i> (Rudolphi, 1803)	Mittel- und Ost-Europa, UdSSR	SONIN (1986)

C Darstellung der weltweit nachgewiesenen Nematoden für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe

Anhang C.1: Nematoden des Graureihers

Nematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Anisakis simplex</i> (Rudolphi, 1809)	Spanien	NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Avioserpens galliardi</i> Chabaud & Campana, 1949	West- und Osteuropa, Asien (Mündung des Ob, Transkaukasus, Zentralasien, Indien), Kanada, USA (Florida)	BARUS et al. (1978), SEPULVEDA et al. (1999)
<i>Baruscapillaria carbonis</i> (Rudolphi, 1819)	Mittel- und Osteuropa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Capillaria herodiae</i> Boyd, 1966	Nordamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Capillaria mergi</i> Madsen, 1945	Mittel- und Osteuropa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum microcephalum</i> (Rudolphi, 1809) Baylis, 1920	Europa, UdSSR, Japan, Südostasien, Afrika, Nord- und Süd-Amerika	BEZUBIK (1956), BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	Europa, UdSSR, Japan, Nordafrika	BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum yamaguti</i> Mawson, 1956	Spanien	NOGUESEROLA et al. (2002)
<i>Cyathostoma lari</i> Blanchard, 1849	Europa, Kanada	BARUS et al. (1978)
<i>Desmidocerca aerophila</i> Skrjabin, 1915	Europa, UdSSR	SPREEN (1932), BARUS et al. (1978)
<i>Desmidocercella numidica</i> Seurat, 1920) Yorke & Maplestone, 1926	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Algerien, Madagaskar, Nord-Amerika	BEZUBIK (1956), BARUS et al. (1978), NOGUESEROLA et al. (2002), NAVARRO et al. (2005)
<i>Desportesius brevicaudatus</i> (Dujardin, 1845) Skrjabin, Sobolev & Ivashkin, 1965	West-, Mittel- und Osteuropa, Tadschikistan	BARUS et al. (1978)
<i>Desportesius invaginatus</i> (Linstow, 1901) Skrjabin, Sobolev & Ivashkin, 1965	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Japan, Indien, Algerien, Ägypten, Nord- und Südamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Desportesius spinulatus</i> (Chabaud & Campana, 1949)	Spanien	NOGUESEROLA et al. (2002), NAVARRO et al. (2005)
<i>Dicheilonema ciconiae</i> (Gmelin, 1791)	Osteuropa	BARUS et al. (1978)
<i>Eustrongylides mergorum</i> (Rudolphi, 1809) Cram, 1927	Europa, UdSSR, Japan, Nord-West-Atlantik	BARUS et al. (1978)
<i>Eustrongylides sinicus</i> Wu & Liu, 1943	UdSSR, China	BARUS et al. (1978)
<i>Heterospiculoides skrjabini</i> Shigin, 1957	Osteuropa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Heterospiculoides sobolevi</i> Shigin, 1951	Osteuropa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Paracuaria tridentata</i> (Linstow, 1877)	Spanien	NOGUESEROLA et al. (2002)

Fortsetzung Anhang C.1: Nematoden des Graureihers

Nematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Paronchocera tonkinensis</i> (Chow, 1939) López-Neyra, 1947	Osteuropa, UdSSR, Vietnam, Taiwan	BARUS et al. (1978)
<i>Pelecitus fulicaeatrae</i> (Diesing, 1861)	England, UdSSR, Zentralafrika	BARUS et al. (1978)
<i>Porrocaecum ardeae</i> (Frölich, 1802) Baylis, 1936	Kosmopolit Mittel-, Süd- und Osteuropa, UdSSR, Südost- Asien, Tropisches Afrika, Süd- und Nordamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Porrocaecum reticulatum</i> (Linstow, 1899) Baylis & Daubney, 1922	Osteuropa, UdSSR, China, Japan, Südost- Asien, Afrika, Nordamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Rusguniella elongata</i> (Rudolphi, 1819) Seurat, 1919	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Südost-Asien, Algerien	BARUS et al. (1978)
<i>Tetrameres ardea</i> Shigin, 1953	Europa, UdSSR, Indien	BARUS et al. (1978)
<i>Tetrameres fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1914	Europa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Tetrameres shigini</i> Oshmarin, 1956	Asien	BARUS et al. (1978)
<i>Thelaziella nyctardeae</i> (Dubinina, 1937) Skrjabin, Sobolev & Ivashkin, 1967	UdSSR	BARUS et al. (1978)

Anhang C.2: Nematoden des Silberreihers

Nematoda	Herkunft	Autor
<i>Acuaria multispinosa</i> Perez Viguera, 1938	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Avioserpens galliardi</i> Chabaud & Campana, 1949	West- und Osteuropa, Asien (Mündung des Ob, Transkaukasus, Zentralasien, Indien), Kanada, USA (Florida)	BARUS et al. (1978), SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Capillaria herodiae</i> Boyd, 1966	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Chandleronema longigutterata</i> (Chandler, 1942)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Contracaecum microcephalum</i> (Rudolphi, 1809) Baylis, 1920	Kosmopolit Europa, UdSSR, Japan, Südostasien, Afrika, Nord- und Süd-Amerika (Brasilien)	BARUS et al. (1978), VICENTE et al. (1995), NAVONE et al. (2000)
<i>Contracaecum micropapillatum</i> (Stossich, 1890) Baylis, 1920	Kosmopolit Nord- und Osteuropa, UdSSR, Afghanistan, Nord-Amerika, Afrika, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum multipapillatum</i> (Frasche, 1882)	Amerika (Mexiko, USA-Florida, Argentinien)	VIDAL-MARTÍNEZ et al. (1994), SEPÚLVEDA et al. (1999), NAVONE et al. (2000)
<i>Contracaecum ovale</i> (Linstow, 1907) Baylis, 1920	Kosmopolit Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Mittel- und Nordamerika, Südafrika, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	Kosmopolit Europa, UdSSR, Japan, Nordafrika	BARUS et al. (1978)
<i>Cosmocephalus obvelatus</i> (Creplin, 1825) Seurat, 1916	Kosmopolit West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Südost-Asien, Afrika (Nordafrika, Algerien und Tropen), Nordamerika (Florida), Australien	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Desportesius brevicaudatus</i> (Dujardin, 1845) Skrjabin, Sobolev & Ivashkin, 1965	West-, Mittel- und Osteuropa, Tadschikistan	BARUS et al. (1978)
<i>Desportesius invaginatus</i> (Linstow, 1901) Skrjabin, Sobolev & Ivashkin, 1965	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Japan, Indien, Algerien, Ägypten, Nord- und Südamerika (Florida)	BARUS et al. (1978), SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Desmidocercella numidica</i> Seurat, 1920) Yorke & Maplestone, 1926	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Indien, Algerien, Madagaskar, Nord-Amerika	BEZUBIK (1956), BARUS et al. (1978)

Fortsetzung Anhang C.2: Nematoden des Silberreihers

Nematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Desportesius trianuchae</i> (Wright, 1879)	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Desportesius larvae</i>	USA (Florida)	SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Eustrongylides ignotus</i> Jägerskiöld, 1909	USA (Delaware, Ohio, Florida, Texas)	WIESE et al. (1977), COOPER et al. (1978), SPALDING et al. (1993), FRANSON et CUSTER (1994), SEPÚLVEDA et al. (1999)
<i>Eustrongylides mergorum</i> (Rudolphi, 1809) Cram, 1927	Europa, UdSSR, Japan, Nord-West-Atlantik	BARUS et al. (1978)
<i>Eustrongylides</i> sp.	USA (Louisiana)	ROFFE (1988)
<i>Pelecitus fulicaeatrae</i> (Diesing, 1861)	England, UdSSR, Zentralafrika	BARUS et al. (1978)
<i>Porrocaecaecum ardeae</i> (Frölich, 1802) Baylis, 1936	Kosmopolit Mittel-, Süd- und Osteuropa, UdSSR, Südost-Asien, Tropisches Afrika, Süd- und Nordamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Porrocaecum reticulatum</i> (Linstow, 1899) Baylis & Daubney, 1922	Osteuropa, UdSSR, China, Japan, Südost-Asien, Afrika, Nordamerika, Brasilien	BARUS et al. (1978), VICENTE et al. (1995)
<i>Tetrameres ardea</i> Shigin, 1953	Europa, UdSSR, Indien	BARUŠ et al. (1978)
<i>Tetrameres fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1914	Europa, UdSSR	BARUŠ et al. (1978)
<i>Tetrameres shigini</i> Oshmarin, 1956	Asien	BARUS et al. (1978)
<i>Tetrameres</i> sp.	USA (Louisiana, Florida)	MOLLHAGEN (1976), SEPÚLVEDA et al. (1999)

Anhang C.3: Nematoden des Kormorans

Nematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Baruscapillaria carbonis</i> (Rudolphi, 1819)	Tschechien, Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine, Aserbaidtschan, Ehemalige UdSSR	SPREEN (1932), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978), FREYER (2002)
<i>Contracaecum microcephalum</i> (Rudolphi, 1809) Baylis, 1920	Kosmopolit Europa, ehemalige UdSSR, Japan, Südostasien, Afrika, Nord- und Süd-Amerika	BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum micropapillatum</i> (Stossich, 1890) Baylis, 1920	Kosmopolit Nord- und Osteuropa, ehemalige UdSSR, Afghanistan, Nord-Amerika, Afrika, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	Kosmopolit Europa (BRD, DDR, Tschechien, Georgien, Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine), Aserbaidtschan, ehemalige UdSSR, Japan, Nord- und Ostafrika	SPREEN (1932), KURAŠVILI (1957), REIMER (1969), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978), MALVESTUTO & OGAMBO-ONGAMA (1978) FREYER (2002)
<i>Contracaecum travassosi</i> Gutierrez, 1943	Ukraine, Nord- und Süd-Amerika	SMOGARZEVSKAJA (1976), BARUS et al. (1978)
<i>Cosmocephalus jaenschi</i> Johnston & Mawson, 1941	Osteuropa, Usbekistan, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Cosmocephalus aduncus</i> (Creplin, 1846)	Europa, ehemalige UdSSR, Nordamerika	BARUS et al. (1978), ANDERSON & WONG (1981)
<i>Cyathostoma microspiculum</i> (Skrjabin, 1915) Turemuratov, 1963	Osteuropa, Aserbaidtschan, ehemalige UdSSR	SPREEN (1932), VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978)
<i>Desmidocerca aerophila</i> Skrjabin, 1915	Europa, ehemalige UdSSR	SPREEN (1932), BARUS et al. (1978)
<i>Desmidocercella incognita</i> Solonistin, 1932	Europa (Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine) Aserbaidtschan, ehemalige UdSSR	GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978), FREYER (2002)
<i>Desmidocercella numidica</i> (Seurat, 1920) Yorke & Maplestone, 1926	West-, Mittel- und Osteuropa, ehemalige UdSSR, Indien, Algerien, Madagaskar, Nord-Amerika	BEZUBIK (1956), BARUS et al. (1978)

Fortsetzung Anhang C.3: Nematoden des Kormorans

Nematoda	Herkunft	AUTOR
<i>Dicheilonema ciconiae</i> (Gmelin, 1791)	UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Eucoleus contortus</i> (Creplin, 1939) GAGARIN, 1951	Europa, Asien (UdSSR, Länder des Transkaukasus und Zentralasiens, Kasachstan), Nord- und Südamerika, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Eustrongylides elegans</i> (Olfers, 1816) Railliet, 1895		SPREEN (1932)
<i>Eustrongylides excisus</i> Jägerskiöld, 1909	Osteuropa (Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine), UdSSR	SPREEN (1932), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), BARUS et al. (1978)
<i>Eustrongylides mergorum</i> (Rudolphi, 1809)	Schwarzes und Asowsches Meer, Ukraine	GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976)
<i>Eustrongylides tubifex</i> (Nitzsch, 1819) Jägerskiöld, 1909	Europa, Asien	GREZE (1975), BARUS et al. (1978)
<i>Lemdana behningi</i> Levashov, 1929	UdSSR	KURASVILI (1983), BARUS et al. (1978)
<i>Streptocara crassicauda</i> (Creplin, 1829) Railliet, Henry & Sisoff (1912)	Nord-, West- und Osteuropa, UdSSR, Japan, Nord-Amerika, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Syncuaria squamata</i> (Linstow, 1883)	Tschechien, Georgien, Schwarzes und Asowsches Meer, Aserbaidshan, UdSSR, Kanada	SPREEN (1932), KURAŠVILI (1957), GREZE (1975), SMOGARZEVSKAJA (1976), VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978), MORAVEC et SCHOLZ 1994
<i>Syngamus trachea</i> (Montagu, 1811) Siebold, 1836	Kosmopolit Nord- und Osteuropa, UdSSR	VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978)

Anhang C.4.: Nematoden der Silbermöwe

Nematoda	Verbreitung	Autor
<i>Aprocta turgida</i> Stossich, 1902	Süd-, West- und Osteuropa, UdSSR, Afrika, Kanada	BARUS et al. (1978)
<i>Baruscapillaria carbonis</i> (Rudolphi, 1819)	Mittel- und Osteuropa, Asien	BARUS et al. (1978)
<i>Capillaria</i> sp.	Ohio	OWEN et al. (1976)
<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964	Europa, UdSSR, Japan, Nordafrika, Nordamerika	OWEN et al. (1976), BARUS et al. (1978)
<i>Cosmocephalus aduncus</i> (Creplin, 1846) Yorke & Maplestone, 1926	Europa, UdSSR, Nordamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Cosmocephalus obvelatus</i> (Creplin, 1825) Seurat, 1916	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Südost-Asien, Afrika (Nordafrika, Algerien und Tropic), Nordamerika, Australien	OWEN et al. (1976), BARUS et al. (1978)
<i>Cyathostoma lari</i> Blanchard, 1849	Europa, Kanada	BARUS et al. (1978)
<i>Desmidocerca aerophila</i> Skrjabin, 1915	Europa, UdSSR	SPREEN (1932), BARUS et al. (1978)
<i>Desmidocercella incognita</i> Solonistin, 1932	Europa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Eucoleus contortus</i> (Creplin, 1939) GAGARIN, 1951	Europa, Asien (UdSSR, Länder des Transkaukasus und Zentralasiens, Kasachstan), Nord- und Südamerika, Australien	OWEN et al. (1976), BARUS et al. (1978)
<i>Eustrongylides</i> sp.	Ohio	OWEN et al. (1976),
<i>Ingliseria cirrohamata</i> (Linstow, 1888) Gibson, 1968	Europa, Ostsibirien, Naher Osten, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Porrocaecaecum ensicaudatum</i> (Zeder, 1800) Baylis, 1920	Mittel- und Osteuropa, Westsibirien, Süd- und Nordamerika	BARUS et al. (1978)
<i>Porrocaecaecum semiteres</i> (Zeder, 1800) Baylis, 1920	Mittel- und Osteuropa, unterer Jenissei, Kanada	BARUS et al. (1978)
<i>Rusguniella elongata</i> (Rudolphi, 1819) Seurat, 1919	West-, Mittel- und Osteuropa, UdSSR, Südost-Asien, Algerien	BARUS et al. (1978)
<i>Streptocara crassicauda</i> (Creplin, 1829) Railliet, Henry & Sisoff (1912)	Nord-, West- und Osteuropa, UdSSR, Japan, Nord-Amerika, Australien	BARUS et al. (1978)
<i>Syngamus trachea</i> (Montagu, 1811) Siebold, 1836	Kosmopolit Nord- und Osteuropa, UdSSR	VAIDOVA (1978), BARUS et al. (1978)
<i>Tetrameres crami</i> Swales, 1933	Ohio	OWEN et al. (1976),
<i>Tetrameres fissispina</i> (Diesing, 1861) Travassos, 1914	Europa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Tetrameres skrjabini</i> Panova, 1926	Osteuropa, UdSSR	BARUS et al. (1978)
<i>Thominx anatis</i> (Schrank, 1790)	Europa (England, Ukraine), Asien, Kuba	BARUS et al. (1978)

D Darstellung der weltweit nachgewiesenen Kratzer für Grau- und Silberreiher, Kormoran und Silbermöwe

Anhang D.1: Kratzer des Graureihers

Acanthocephala	Herkunft	AUTOR
<i>Arhythmorhynchus hispidus</i> Van Cleave, 1925	Tschechoslowakei, Japan	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Centrorhynchus bazaleticus</i> Kuraschvili, 1955	Georgien	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Centrorhynchus petrotschenkoi</i> Kuraschvili, 1955	Georgien	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Hemiechinosoma ardeae</i> Belopolskaya, 1958	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Hemiechinosoma mergi</i> (Lundström, 1941)	Schweiz, UdSSR, Nord-Amerika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Mediorhynchus empodius</i> (Skryabin, 1913)	Belgien, Mongolei, Kasachstan	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus striatus</i> (Goeze, 1782)	Ungarn, UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)

Anhang D.2: Kratzer des Silberreihers

Acanthocephala	Herkunft	Autor
<i>Arhythmorhynchus pumilirostris</i> Van Cleave, 1916	USA (Florida)	SEPULVEDA et al. 1999
<i>Centrorhynchus magnus</i> Fukui, 1929	UdSSR, Japan	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Hemiechinosoma ponticum</i> Petrochenko & Smorgorzhehevskaya, 1962	Schwarzes Meer	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Hemiechinosoma ardeae</i> Belopolskaya, 1958	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus brevis</i> (Van Cleave, 1916)	USA (Florida)	SEPULVEDA et al. 1999
<i>Polymorphus magnus</i> Skryabin, 1930	Rumänien, UdSSR, Japanisches Meer	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus striatus</i> (Goeze, 1782)	Ungarn, UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Centrorhynchus magnus</i> Fukui, 1929	UdSSR, Japan	RYZHIKOV et al. (1985)

Anhang D.3: Kratzer des Kormorans

Acanthocephala	Herkunft	AUTOR
<i>Andracantha phalacrocoracis</i> (Yamaguti, 1939)	Tschechien	SCHOLZ (1992)
<i>Bolbosoma nipponicum</i> Yamaguti, 1939	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Corynosoma phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939	UdSSR, Japan	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Corynosoma semerme</i> Forsell, 1904	Nordeuropa, UdSSR, australische Küsten des Atlantiks und Pazifiks	SPREEN (1932), RYZHIKOV et al. (1985), COCHLOVA 1986)
<i>Corynosoma strumosum</i> Rudolphi, 1802	Europa (DDR), UdSSR, Japanisches Meer, Marokko, Küsten des Nordpolarmeeres, des Atlantiks und des Pazifiks, Süd- und Nord-Amerika	SPREEN (1932), REIMER (1969), VAIDOVA (1978), KURAŠVILI (1983), RYZHIKOV et al. (1985), COCHLOVA 1986)
<i>Corynosoma tunitae</i> Weiss, 1914	Westeuropa, Nord- und Westafrika	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus minutus</i> (Goeze, 1782)	Georgien, Aserbaidshan, UdSSR	VAIDOVA (1978), KURAŠVILI (1983), RYZHIKOV et al. (1985), COCHLOVA 1986)
<i>Southwellina hispida</i> (Van Cleave, 1925) Witenberg, 1932	Tschechien	SCHOLZ (1992)

Anhang D.4: Kratzer der Silbermöwe

Acanthocephala	Herkunft	AUTOR
<i>Arhythmorhynchus frassoni</i> (Molin, 1958)	Europa, UdSSR, Madagaskar	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Arhythmorhynchus invaginabilis</i> (Linstow, 1902)	West- und Osteuropa, UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus acutis</i> Van Cleave & Starret, 1940	UdSSR	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus magnus</i> Skryabin, 1930	Rumänien, UdSSR, Japanisches Meer	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Polymorphus phippisi</i> Kostylev, 1922	Küsten des Nordpolrmeeres	RYZHIKOV et al. (1985)
<i>Profilicollis botulus</i> Meyer, 1931	Niederlande, Nordsee, Weißes Meer, Barentsee, Laptevsee	RYZHIKOV et al. (1985)

E Wirtslisten nachgewiesener Helminthen

Anhang E.1: Gryporhynchidae

<p><i>Neogrypophryncus cheilancristrotus</i> Nordmann, 1832 (KORPACZEWSKA 1963, SCHOLZ et al. 2004)</p>	<p><i>Paradilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) (SCHOLZ et al. 2004)</p>
Synonyme	
<p><i>Taenia cheilancristrota</i> Wedl, 1855, <i>Gryporhynchus pusillus</i> von Nordmann, 1832, <i>G. cheilancristrotus</i> (Wedl, 1855), Fuhrmann, 1907, <i>G. tetrorchis</i> Hill, 1941, <i>Cysticercus gryporhynchis-pusillae</i> Joyeux & Baer, 1936, <i>C. gryporhynchis-cheilancristroti</i> Joyeux & Baer, 1936,</p>	<p><i>Taenia scolecina</i> Rudolphi, <i>Dilepis scolecina</i> (Rudolphi, 1819) Fuhrmann, 1908, <i>Cysticercus dilepis</i> Dogiel & Bychowsky, 1934, <i>Paradilepis duboisi</i> Hsü, 1935, <i>P. brevis</i> Burt, 1940</p>
Zweiter Zwischenwirt	
<p><u>Acipenseriformes (Störartige): Acipenseridae (Echte Störe)</u> Großer Pseudoschäufelstör</p> <p><u>Clupeiformes (Heringsfische): Clupeidae (Heringe)</u> Kaspischer Schwarzücken</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Steinbeißer, Ostasiatischer Schlammpeitzger</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Zope, Güster, Blei, Zobel, Gestreifter Schneider, Ukelei, Spießasp, Rapfen, Aralbarbe, Bulatmai-Barbe, Gewöhnliche Chramulja, Ostrolutschka, Giebel, Karausche, Mairénke, Graskarpfen, Karpfen, Honmoroko, Döbel, Aland, Sarawschan Hasel, Moderlieschen, Ziege, Bitterling, Plötze, Rotfeder, <i>Shizothorax intermedius</i>, Schleie, Drachenfisch</p> <p><u>Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> Hecht</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Channidae (Schlangenkopffische)</u> Amur-Schlangenkopf</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Mugilidae (Meeräschen)</u> <i>Liza abu</i></p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Kaulbarsch, Flussbarsch, Balchasch Barsch, Streber</p> <p><u>Siluriformes (Welsartige): Siluridae (Echte Welse)</u> Wels, Amur-Wels</p>	<p><u>Acipenseriformes (Störartige): Acipenseridae (Echte Störe)</u> Glatt dick, Großer Pseudoschäufelstör</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Güster, Blei, Weiße Ukelei, Ukelei, Gefleckter Silberkarpfen, Rapfen, Aralbarbe, Bulatmai-Barbe, Gewöhnliche Chramulja, Giebel, Karausche, Mairénke, Kura Nase, Nase, Ukelei, Karpfen, Tamoroko, Sharp Belly, Aland, Lachsbarbe, Altai-Osman, Ziege, Bitterling, Plötze, Rotfeder, <i>Shizopygopsis stoliczkae</i>, Schleie, Ugui, <i>Varicorhinus</i> sp.</p> <p><u>Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> Hecht</p> <p><u>Gasterosteiformes (Stichlingsartige): Gasterosteidae (Stichlinge)</u> Dreistachliger Stichling, Neunstachliger Stichling</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Cichlidae (Buntbarsche)</u> Kallolopi-Buntbarsch</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Gobiidae (Grundeln)</u> Schwarzmundgrundel</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Kaulbarsch, Flussbarsch</p> <p><u>Siluriformes (Welsartige): Siluridae (Echte Welse)</u> Wels</p>
Endwirt	
<p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Graureiher</p> <p><u>Falconiformes (Falken): Falconidae (Falken)</u></p>	<p><u>Phalacrocoraciformes: Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran</p>

Anhang E.2: *Ligula intestinalis*

<i>Ligula intestinalis</i> (Linnaeus, 1758) Goeze, 1782	
(MONCHENKO 1956, BEZUBIK 1956, MALCZEWSKI 1962, KORPACZEWSKA 1963 a und b, DUBININA 1966, ARME & OWEN 1968, VOLSKIS 1970, CHICHKINA 1971, SEGIENKO 1972, BARUS et al. 1978, ARME 1983 und 2002, BROWN et al. 2001)	
Synonyme	<i>Fasciola intestinalis</i> Goeze, 1732, <i>Ligula avium</i> Bloch, 1788, <i>L. simplicissima</i> Rud., 1793, <i>L. uniserialis</i> Rud., 1810, <i>L. monogramma</i> Crepl., 1839
1. Zwischenwirt	<i>Diaptomus gracilis</i> , <i>Eucyclos serulatus</i> , <i>Microcyclops gracilis</i> , <i>Cyclops strenus</i> <i>Acanthocyclops viridis</i> und <i>A. bicuspidatus</i>
2. Zwischenwirt	<u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Plötze, Gründling, Brasse, Rotaugen, Hasel, Elritze <u>? Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> <u>? Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> <u>? Salmoniformes (Lachsartige): Salmonidae (Forellenfische)</u> <u>? Siluriformes (Welsartige): Siluridae (Echte Welse)</u>

Fortsetzung Anhang E.2: *Ligula intestinalis*

Endwirt	Vögel
	<u>Accipitriformes (Greifvögel): Pandionidae (Fischadler)</u> Seedler
	<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Zwerg-, Mittel- und Gänsesäger
	<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Grau-, Purpur-, Silber- und Seidenreiher, Große Rohrdommel
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Charadriidae (Regenpfeiferverwandte)</u>
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Sturmmöwe, Fischmöwe, Heringsmöwe, Lachmöwe, Dünnschnabelmöwe, Zwergmöwe und Schwarzkopfmöwe
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Brand-, Raub-, Fluss- Trauer- und Zwergseeschwalbe
	<u>Ciconiiformes (Störche): Ciconiidae (Störche)</u>
	<u>Colymbiformes (Tauben): Colymbidae (Tauben)</u>
	<u>Gruiformes (Rallen und Kranichvögel): Rallidae (Rallen)</u>
	<u>Passeriformes (Sperlingsvögel)</u>
	<u>Pelecaniformes (Ruderfüßer): Pelecanidae (Pelikane)</u> Krauskopfpelikan, Rosa Pelikan
	<u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Zwergscharbe
	<u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Ohrentaucher, Haubentaucher, Rothalstaucher, Schwarzhalstaucher, Zwergtaucher
	<u>Procellariiformes (Röhrennasen)</u>
	<u>Threskiornithiformes (Ibisse): Threskiornithidae (Ibisse)</u> Braunsichler
	Säugetiere
	Polarfuchs

Anhang E.3: *Metorchis xanthosomus*

<i>Metorchis xanthosomus</i> CREPLIN, 1846 (REIMER 1969, SUGOLSTOWSKA 1960, NASINCOVA et al. 1993 b, SONIN 1986, FREYER 2002)	
Synonyme	<i>Meteororchis pinguinicola</i> Skrjabin, 1913, <i>Metorchis intermedius</i> Heinemann, 1937
1. Zwischenwirt	<i>Bithynia tentaculata</i>
2. Zwischenwirt	<u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Steinbeißer
Endwirt	<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Srockente, Hausente, Schwäne, Säger, <i>Melanitta</i> spp. <u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Rallenreiher <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alcidae (Alkenvögel)</u> Tordalk <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Heringsmöwe, Fischmöwe, Lachmöwe <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Trauerseeschwalbe, Flussseeschwalbe <u>Ciconiiformes (Storchenvögel): Ciconiidae (Störche)</u> Marabu <u>Galliformes (Hühnervögel)</u> <u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Prachtaucher, Sternentaucher <u>Gruiformes (Rallen und Kranichvögel): Rallidae (Rallen)</u> Bläsralle, <i>Porphyrio</i> spp. <u>Pelecaniformes (Ruderfüßer): Pelecanidae (Pelikane)</u> Krauskopf- und Rosa Pelikan <u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran <u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Zwergtaucher <u>Threskiornithiformes (Ibisse): Threskiornitidae (Ibisse)</u> Löffler

Anhang E.4: *Apophallus muehlingi*

<i>Apophallus muehlingi</i> (Jägerskiöld, 1899) Lühe, 1909		
(SKRJABIN 1952, SULGOSTOWSKA 1960 b, MALCZEWSKI 1962, ODENING 1970, SONIN 1986, NAŠINCOVA et al. 1993 b)		
Synonyme	<i>Distomum mühlingi</i> Jägerskiöld, 1899, <i>Mesorchis oesophagolongus</i> Katsurada. 1914, <i>Apophallus major</i> Szidat, 1924, <i>Distoma lingua</i> von Mühling, 1898, <i>Metorchis oesophagolongus</i> Katsuta, 1914, <i>Tocotrema mühlingi</i> , (Jägerskiöld, 1899) Looss, 1899	
1. Zwischenwirt	<i>Lithoglyphus naticoides</i>	
2. Zwischenwirt	Zysten mit Pigmenteinlagerung <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Karusche, Sumatrabarbe, Eilandbarbe, Zebraabärbling, Zope, Blei, Zopel, Schneider, Ukelei, Güster, Karpfen, Gründlinge, Moderlieschen, Hasel, Döbel, Aland, Stichling, Bitterling, Plötze, Rotfeder, Schleie, Zährte <u>Clupeiformes (Heringsfische): Clupeidae (Heringe)</u> Kiljka <u>Gadiformes (Dorschartige): Gadidae (Dorsche)</u> Quappe <u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> ? Kaulbarsch, ? Zander, Flussbarsch <u>Perciformes (Barschartige): Mugilidae (Meeräschen):</u> ? Kleiner Ährenfisch	Zysten ohne Pigmentbildung <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Brokatbarbe <u>Cyprinodontiformes (Zahnkärpflinge): Poeciliidae (Lebend gebärende Zahnkärpflinge)</u> Guppy <u>Gasterosteiformes (Stichlingsartige): Gasterosteidae (Stichlinge)</u> Dreistachliger Stichling <u>Perciformes (Barschartige): Centrarchidae (Sonnenfische)</u> Scheibenbarsch <u>Perciformes (Barschartige): Cichlidae (Buntbarsche)</u> Zwergbuntbarsch, Kleiner Maulbrüter

Fortsetzung Anhang E.4: *Apophallus muehlingi*

Endwirt	<p style="text-align: center;">Vögel</p> <p><u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Eiderente</p> <p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Kahnschnabel, Graureiher, Seidenreiher</p> <p><u>Ciconiiformes (Storchenvögel): Ciconiidae (Störche)</u> Weißstorch (exp.)</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Lachmöwe, Sturmöwe, Heringsmöwe, Eismöwe, Fischmöwe, Schwarzkopfmöwe, Dünnschnabelmöwe, Zwergmöwe</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Recurvirostridae (Säbelschnäbler und Stelzenläufer)</u> Stelzenläufer</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Brandseeschwalbe, Flusseeeschwalbe, Trauerseeschwalbe, Zwergseeschwalbe</p> <p><u>Falconiformes (Greifvögel): Accipitidae (Habichtartige)</u> Mäusebussard</p> <p><u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Sternentaucher, Prachттаucher</p> <p><u>Pelecaniformes (Ruderfüßer): Pelecanidae (Pelikane)</u> Rosa Pelikan, Krauskopfpelikan</p> <p><u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Zwergscharbe</p> <p><u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u></p> <p style="text-align: center;">Säugetiere</p> <p>Amerikanischen Nerz, Fuchs, Hauskatze und Hund</p>
---------	--

Anhang E.5: *Apharyngostrigea cornu*

<i>Apharyngostrigea cornu</i> (Zeder, 1800) Ciurea, 1927 (DUBOIS 1938, TSCHERNER 1979, DUBININ 1952, MATTHEIS 1967, MATTHEIS & ODENING 1968, 1969, SONIN 1986)	
Synonyme	<i>Distoma cornu</i> Zeder, 1800, <i>Amphistoma cornu</i> Rud., 1809, <i>Monostoma cornu</i> , Rud., 1819, <i>Holostomum cornu</i> Nitzsch & Duj., 1845, <i>Monostomum cornu</i> Rud. & Dies., 1850, <i>Holostoma variabile</i> (Nitzsch) Wedl, 1858, <i>Monostomum cornu</i> (Zeder, 1800) Mont., 1892, <i>Holostoma cornu</i> Nitzsch, Stilles & Hass., 1894, <i>Strigea cornu</i> (Rud.) Lühe, 1909, <i>Apharyngostrigea bilobata</i> Olsen, 1940
1. Zwischenwirt	<i>Anisus leucostomum</i> , <i>A. vortex</i> , <i>Bathymophalus contortus</i> , <i>Segmentina nitida</i> , <i>Galba pallustris</i>
2. Zwischenwirt	<u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Plötze, Blei, Zobel, Zope, Güster, Rotfeder, Karpfen, Ukelei, Aland, Karausche, Aralbarbe, Moderlieschen, Guppy Graskarpfen (exp.)
	<u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Flussbarsch
	<u>Anura (Froschlurche): Ranidae (Echte Frösche)</u> Teichfrosch (exp.) <u>Anura (Froschlurche): Bufonidae (Kröten)</u> Knoblauchkröte (exp.)
Endwirt	<u>Accipitriformes (Greifvögel): Accipitridae (Habichtverwandte)</u> Milan <u>Ardeiformes (Reiher): Ardeidae (Reiher)</u> Graureiher, Purpureiher, Amerikanischer Graureiher, Silberreiher, Seidenreiher, Rallenreiher und Nachtreiher, Kuhreiher, Nordamerikanische Rohrdommel, Große Rohrdommel <u>Charadriiformes (Watt-, Alken-, Möwenvögel): Scolopacidae (Schnepfenverwandte)</u> Waldwasserläufer <u>Ciconiiformes (Storchenvögel): Ciconiidae (Störche)</u> Weißstorch <u>Coraciiformes (Rackenvögel): Alcedinidae (Eisvögel)</u> Eisvogel <u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Haubentaucher

Anhang E.6: *Diplostomum pseudospathaceum*

<i>Diplostomum pseudospathaceum</i> Niewiadomska 1984 (DUBOIS 1938, YAMAGUTI, 1958, BEZUBIK 1956, BETTERTON 1973, NIEWIADOMSKA 1984)	
Synonyme	<i>Distoma spathaceum</i> Rud., 1819, <i>Amphistoma lari-glauci</i> Rud., 1819, <i>Distomum spathaceum</i> Rud., Crep., 1829, <i>Diplostomum volvens</i> Nordm., 1832, <i>Holostomum spathaceum</i> Nordm., 1840, <i>Hemistomum spathaceum</i> Dies., 1850, <i>Hemistoma spathaceum</i> Dies., Cobb., 1860, <i>Diplostoma spathaceum</i> (Rud.) Olss., 1876, <i>Hemistomum pileatum</i> Brandes, 1888, <i>Diplostomum spathaceum</i> (Rud.) Braun 1892-1893, <i>Conchosoma spathaceum</i> (Rud.) Stoss., 1898, <i>Hemistomum spathaceum</i> (Rud.) Lühe, 1909, <i>Hemistomum pileatum</i> Nicoll, 1914, <i>Proalaria spathaceum</i> (Rud.) La Rue, 1926, <i>Diplostomum pileatum</i> (brand.) Baylis, 1934, <i>Diplostomum chromatophorum</i> (Rud., 1819)
1. Zwischenwirt	<i>Lymnea stagnalis</i> , <i>L. pereger</i> , <i>L. pallustris</i> , <i>L. ovata</i> , <i>L. auricularia</i> , <i>Radix ovata</i>
2. Zwischenwirt	<p><u>Acipenseriformes (Störartige): Acipenseridae (Echte Störe)</u> Glattdick</p> <p><u>Anguilliformes (Aalartige): Anguillidae (Flussaale)</u> Aal</p> <p><u>Anguilliformes (Aalartige): Muränidae (Muränen)</u></p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Güster, Brasse, Zope, Rapfen, Barbe, Aralbarbe, Ostrolutschka, Giebel, Maireнке, Nase, Karpfen, Aland, Plötze, Ziege, Elritze, Rotfeder, Döbel, Hasel</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Bachschmerle, Steinbeißer</p> <p><u>Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> Hecht</p> <p><u>Gadiformes (Dorschartige): Gadidae (Dorsche)</u> Quappe</p> <p><u>Gasterosteiformes (Stichlingsartige): Gasterosteidae (Stichlinge)</u> Dreistachliger Stichling, Neunstachliger Stichling</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Gobidae (Grundeln)</u> Ghiozzo</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Centrarchidae (Sonnenfische)</u> Großer Schwarzbarsch</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Kaulbarsch, Flussbarsch, Zander</p> <p><u>Salmoniformes (Lachsartige): Salmonidae (Forellenfische)</u> Regenbogenforelle, Lachs, Bachforelle, Äsche, Kleine Bodenrenke, Kleinfelchen, Blaufelchen</p> <p><u>Scorpaeniformes (Panzerwangen, Drachenkopffartige): Cottidae (Koppen)</u> Koppe</p> <p><u>Siluriformes (Welsartige): Siluridae (Welse)</u> Wels</p>

Fortsetzung Anhang E.6: *Diplostomum pseudospathaceum*

Endwirt	<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Graureiher <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Mittelmeermöwe, Silbermöwe, Sturmmöwe, Heringsmöwe, Fischmöwe, Eismöwe, Polarmöwe, Mantelmöwe, Lachmöwe, Dreizehenmöwe, Schmarotzerraubmöwe, Tordalk, Basstölpel <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alkidae (Alkenvögel)</u> Tordalk
---------	---

Anhang E.7: *Hysteromorpha triloba*

<i>Hysteromorpha triloba</i> (Rudolphi, 1819) Lutz, 1931 (SONIN 1986)	
Synonyme	<i>Holostomum musculicola</i> Waldenburg, 1860, <i>Diplostomum corti</i> Hughes, 1929, <i>Cercaria micradena</i> Cort und Brackett, 1938, <i>Diplostomum granulatum</i> Goss, 1941, <i>Parastrigea slovacica</i> Ryšavý, 1958
1. Zwischenwirt	<i>Physa</i> spp., <i>Planorbis immunis</i> und <i>Gyraulus hirsutus</i>
2. Zwischenwirt	<p style="text-align: center;">Fische</p> <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Güster, Blei, Zope, Zobel, Plötze <u>Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> Hecht <u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Flussbarsch, Zander <u>Siluriformes (Welsartige): Siluridae (Welse)</u> <p style="text-align: center;">Amphibien</p> <u>Anura: Leptodactylinae (Pfeiffrosche)</u> Kaulquappe von Pfefferfrosch (<i>Leptodactylus ocellatus</i>)
Endwirt	<u>Ardeiformes (Reiher): Ardeidae (Reiher)</u> Krabben-, Nacht-, Seiden- und Silberreiher, Rohrdommel <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel)</u> <u>Colymbiformes (Tauben)</u> <u>Pelecaniformes (Pelikanvögel): Pelecanidae (Pelikane)</u> Rosa Pelikan <u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Ohrenscharbe, Australische Zwergscharbe, Tasmanienkormoran, Piguascharbe, Australische Schwarzscharbe <u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Zwergtaucher

Anhang E.8: *Posthodiplostomum cuticola*

<i>Posthodiplostomum cuticola</i> (v. Nordmann, 1832) Dubois, 1936 (DUBOIS 1938, ODENING 1963 b, KAMENSKII 1971, SONIN 1986, FREYER 2002)	
Synonyme	<i>Holostomum cuticola</i> Nordmann, 1832 (Metazerkarie), <i>Diplostomum cuticola</i> (Nordm.) Dies., 1850 (Metazerkarie), <i>Diplostomum cuticola</i> (Nordm.) Scheur. et Evers, 1926 (Juvenile und Adulte), <i>Postodiplostomum cuticola</i> (Nordm.) Dub., 1936
1. Zwischenwirt	<i>Planorbis planorbis</i> und <i>P. carinatus</i>
2. Zwischenwirt	<u>Acipenseriformes (Störartige): Acipenseridae (Echte Störe)</u> Glattdick <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Rotfeder, Güster, Blei, Zobel, Zährte, Karpfen, Aland, Plötze, Döbel, Elritze, Gründling, Nase, Ziege, Rapfen, Aralbarbe, <i>Capoetobrama kuschewitschi</i> , Giebel, Mairénke <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Steinbeißer <u>Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> <u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Flussbarsch <u>Siluriformes (Welsartige): Siluridae (Echte Welse)</u> Wels
Endwirt	<u>Ardeiformes (Reiher): Ardeidae (Reiher)</u> Graureiher, Purpureiher, Rallenreiher, Seidenreiher, Silberreiher, Nachtreiher, Große Rohrdommel <u>Charadriiformes (Watt-, Alken-, Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Fischmöwe <u>Pelecaniformes (Pelikanvögel): Pelecanidae (Pelikane)</u> Rosa Pelikan

Anhang E.9: *Tylodelphis excavata*

<i>Tylodelphis excavata</i> (DUBOIS 1938, BEZUBIK 1956, SONIN 1986, SCHUSTER et al. 2002)	
Synonyme	<i>Fasciola excavata</i> Rud., 1803, <i>Distoma excavatum</i> Rud., 1809, <i>Holostomum excavatum</i> Nitzsch, 1819, <i>Amphistoma excavatum</i> Nitzsch, 1819, <i>Holostomum excavatum</i> (Rud.) Blainv., 1828, <i>Distomum excavatum</i> Rud., Crep., 1829, <i>Holostomum excavatum</i> Nordmann, 1840, <i>Hemistomum excavatum</i> Dies., 1850, <i>Hemistoma excavatum</i> Dies. und Cobb., 1860, <i>Hemistomum pileatum</i> Hausm. (nec. Brand.), 1899, <i>Proalaria excavata</i> (Rud.) La Rue, 1926, <i>Diplostomum excavatum</i> (Rud.) Hughes, 1929, <i>Prodipllostomum excavatum</i> (Rud.) Ciurea, 1933,
1. Zwischenwirt	<i>Planorbis corneus</i>
2. Zwischenwirt	<u>Anura (Froschlurche): Ranidae (Echte Frösche)</u> Wasserfrosch (<i>Rana esculenta</i>), Grasfrosch (<i>Rana temporaria</i>) Braunfrösche <u>Anura (Froschlurche): Bufonidae (Kröten)</u>
Endwirt	<u>Anseriformes (Entenvögel): Anatidae (Entenverwandte)</u> Gänsesäger <u>Ardeiformes (Reiher): Ardeidae (Reiher)</u> Nachtreiher, Silberreiher, Seidenreiher, Graureiher, Purpureiher, Rohrdommel <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Sturmmöwe, Lachmöwe <u>Ciconiiformes (Schreitvögel): Ciconiidae (Störche)</u> Weißstorch, Schwarzstorch <u>Falconiformes (Falken)</u> <u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Haubentaucher, Rothalstaucher <u>Threskiornithiformes (Ibisse): Threskiornithidae (Ibisse)</u> Braunsichler

Anhang E.10: *Holostephanus dubinini*

<i>Holostephanus dubinini</i> Vojtek und Vojtkova, 1968 (SONIN 1986, FREYER 2002)	
Synonyme	Nur im Kormoran <i>Cyathocotyle prussica</i> Mühling, 1896
1. Zwischenwirt	<i>Bithynia tentaculata</i>
2. Zwischenwirt	<u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Plötze, Blei, Moderlieschen, Gründling, Schleie, Ukelei
Endwirt	<u>Phalacrocraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran

Anhang E.11: *Renicola lari*

<i>Renicola lari</i> TIMON-DAVID, 1933	
(PREVOT & BARTOLI 1978, KULACHKOVA & GROZDIKOVA 1982, KENNEDY & FRELIER 1984, SONIN 1986)	
1. Zwischenwirt	<i>Cerithium mediterraneum</i> , <i>C. rupestre</i> <i>Mytilus edulis</i>
2. Zwischenwirt	<u>Perciformes (Barschartige): Mugilidae (Meeräschen)</u> <i>Atherina boyeri</i> und <i>A. rupestre</i>
Endwirt	<u>Accipitriformes (Greifvögel): Pandionidae (Fischadler)</u> Fischadler <u>Anseriformes (Entenvögel): Anatidae (Entenverwandte)</u> Mittelsäger <u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Silberreiher ? <u>Charadriiformes (Wat- Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Lachmöwe, Sturmmöwe, Dünnschnabelmöwe, Heringsmöwe, Japanmöwe, Polarmöwe, Eismöwe, Mantelmöwe, Fischmöwe, Schwarzkopfmöwe, Zwergmöwe, Dreizehenmöwe, Klippenmöwe <u>Charadriiformes (Wat- Alken- und Möwenvögel): Stercorariidae (Raubmöwen)</u> Schmarotzerraubmöwe, Spatelraubmöwe <u>Charadriiformes (Wat- Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> <i>Sterna</i> spp., <i>Chlidonias</i> spp., Weißflügel-Seeschwalbe, Trauerseeschwalbe, Lachseeschwalbe, Zwergseeschwalbe, Flusseeschwalbe, Brandseeschwalbe, Raubseeschwalbe

Anhang E.12: *Paryphostomum radiatum*

<i>Paryphostomum radiatum</i> (Dujardin, 1845)	
(Skrjabin 1947, SULGOSTOWSKA 1960 b, SONIN 1985, NAŠINCOVA et al. 1993a, REIMER 2001)	
Synonyme	<i>Paryphostomum tenuicollis</i> Johnston, 1917
1. Zwischenwirt	<i>Lymnea ovata</i> , <i>Gyraulus albus</i> , <i>Segmentina nitida</i> und <i>Radix auricularia</i> , experimentell <i>Planorbis planorbis</i> , <i>Bathyomphalus contortus</i> und <i>Anisus leucostomus</i>
2. Zwischenwirt	<p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Bachschmerle</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Rotfeder, Schleie, Gründling, Schneider, Karausche, Barbe, Güster, Karpfen</p> <p><u>Cyprinodontiformes (Zahnkärpflinge): Poeciliidae (Lebend gebärende Zahnkärpflinge)</u> Guppy</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Flussbarsch</p>
Endwirt	<p><u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Hausgans</p> <p><u>Ardeiformes (Schreitvögel): Ardeidae (Reiher)</u> Nachtreiher</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Lachmöwe</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Weißbärtseeschwalbe</p> <p><u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Krähenscharbe, Kormoran, Japanischer Kormoran, Zwergscharbe</p> <p><u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Haubentaucher</p>

Anhang E.13: Gattung *Petasiger*

<i>Petasiger phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939 (SULGOSTOWSKA 1960 b, SONIN 1985)	<i>Petasiger exaeretus</i> Dietz, 1909 (SKRJABIN 1947, SULGOSTOWSKA 1960 b, SONIN 1985)
Synonyme	
<i>Echinoparyphium phalacrocoracis</i> Yamaguti, 1939, <i>Petasiger hospitale</i> (Mendheim, 1940), <i>Petasiger exaeretus</i> auctorum Dietz, 1909	<i>Petasiger baschkirovi</i> Ablassov et Iksanov, 1959
1 Zwischenwirt unbekannt	
2. Zwischenwirt unbekannt	
Endwirt	
<u>Pelecaniformes (Pelikane): Pelecanidae (Pelikane)</u> Krauskopfpelikan	<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Rallenreiher
<u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Zwergscharbe	<u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Zwergscharbe
	<u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Zwergtaucher

Anhang E.14: *Echinoasmus belocephalus*

<i>Echinoasmus belocephalus</i> LINSTOW, 1873 (SKRJABIN 1947, SULGOSTOWSKA 1960 b, SONIN 1985)	
1. Zwischenwirt	<i>Bithynia tentaculata</i> , <i>Viviparus ussuriensis</i> , <i>Cipandopaludina ussuriensis</i> , <i>C. suffunensis</i>
2. Zwischenwirt	<p>Fische</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Ukelei, Gründling, Sharp Belly, Chinesischer Bitterling</p> <p>Amphibien</p> <p><u>Anura (Froschlurche): Ranidae (Echte Frösche)</u> Grasfrosch, Teichfrosch</p>
Endwirt	<p><u>Accipitriformes (Greifvögel): Accipitridae (Habichtartige)</u></p> <p><u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Stockente</p> <p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Rallenreiher, Teichrohrdommel, Nachtreiher, Silber- und Seidenreiher, Grau- und Purpureiher</p> <p><u>Galliformes (Hühnervögel): Phasianidae (Glatt- und Raufußhühner)</u> Haushuhn</p> <p><u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Sternentaucher</p> <p><u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Zwergtaucher</p>

Anhang E.15: *Clinostomum complanatum*

<i>Clinostomum complanatum</i> Rudolphi, 1814	
(YAMASHITA 1938, Skrjabin 1947, YAMAGUTI 1958, HIRAI et al. 1987, UMEGEI et al. 1990, YOSHIMURA et al. 1991, AOHAGI et al. 1992 a und b, CHUNG et al. 1995, KIFUNE et al. 2000, MALEK & MOBEDY 2001, DIAS et al. 2003 a)	
1. Zwischenwirt	<i>Radix</i> spp., <i>Biomphalaria peregriana</i> , <i>Lymnea auricularia</i> und <i>Helisoma</i> spp., <i>Lymnea japonica</i> , <i>L. ollula</i> (experimentell)
2. Zwischenwirt	<p style="text-align: center;">Fische</p> <p><u>Characiformes (Salmmlerartige): Erythrinidae (Forellensalmmler)</u> Kleiner Trahira</p> <p><u>Characiformes (Salmmlerartige): Cynodontidae (Wolfssalmmler)</u> <i>Hydrolycus scomperoides</i></p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Ostasiatischer Schlammpeitzger, <i>Cobitis sinensis</i>,</p> <p><u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Giebel, Karpfen, <i>Carassius cuvieri</i>, <i>Acheilognathus korensis</i>, <i>A. yamatsutae</i>, Kanehira-Bitterling, Zunaga-Nigoi, Amerikanischer Döbel, <i>Microphysogobio yaluensis</i>, <i>Pseudogobio</i> spp., Blaubandbärbling, <i>Rhodeus lanceolatus</i>, Hong-Kong-Bitterling, Süd-Korea-Bitterling, Mugitsuku, Bachzwergdöbel, Khanka-Gründling, <i>Squalidus gracilis majimae</i>, Drachenfisch, Taiwan-Drachenfisch</p> <p><u>Cyprinodontiformes (Zahnkärpflinge): Poeciliidae (Lebend gebärende Zahnkärpflinge)</u> Augenfleckkärpfling</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Centrarchidae (Sonnenfische)</u> Sonnenbarsch, Kleinmäuliger Schwarzbarsch</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Cichlidae (Buntbarsche)</u> <i>Chaetobranchius flavescens</i>, Felsenkambuntbarsch, Pantanal</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Odontobutidae (Zahn-Schäfergrundeln)</u> <i>Odontobutis platycephala</i></p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Flussbarsch, Amerikanischer Flussbarsch, Pantanal</p> <p><u>Percopsiformes (Barschlachse): Aphredoteridae</u> Piratenbarsch</p> <p><u>Salmoniformes (Lachsartige): Salmonidae (Forellenfische)</u> Bachsaibling</p> <p><u>Siluriformes (Welsartige): Auchenipteridae (Falsche Dornwelse)</u> Wurzelwels</p> <p><u>Siluriformes (Welsartige): Callichthyidae (Panzer- und Schwielenwelse)</u> <i>Callichtys asper</i>, Lehm-Schwielenwels</p>

Fortsetzung Anhang E.15: *Clinostomum complanatum*

<p>2. Zwischenwirt</p>	<p><u>Siluriformes (Welsartige): Ictaluridae (Katzenwels)</u> Katzenwels</p> <p><u>Siluriformes (Welsartige): Loricariidae (Harnischwelse)</u> Riesenhexenwels, <i>Loricaria</i> sp.</p> <p style="text-align: center;">Amphibien</p> <p><u>Anura (Froschlurche): Ranidae (Echte Frösche)</u> <i>Rana</i> spp.</p> <p style="text-align: center;">Reptilien</p>
<p>Endwirt</p>	<p style="text-align: center;">Vögel</p> <p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae(Reiher)</u> Graureiher, Silberreiher, Seidenreiher, Amerikanischer Graureiher, Nachtreiher, Krabbenreiher, Kahnschnäbel, <i>Nyctanassa</i> spp., <i>Butorides</i> spp., <i>Cochlearis</i> spp.</p> <p><u>Ciconiiformes (Störche): Ciconiidae(Störche)</u> ?Waldstorch, <i>Mycteria</i> spp.</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> <i>Larus</i> spp.</p> <p><u>Phalacrocraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran</p> <p style="text-align: center;">Säuger</p> <p>Mensch</p>

Anhang E.16: *Bilharziella polonica*

<i>Bilharziella polonica</i> KOWALEWSKI, 1895	
(OHDNER 1913, SKRJABIN 1951, SUGOLSTOWSKA 1958, 1960, 1986, KHALIFA 1972, SONIN 1985)	
Synonyme	<i>Bilharzia polonica</i> Kowalewsky, 1895, <i>Schistosomum polonicum</i> (Kowalewski, 1895), <i>Ornithibilharzia polonica</i> (Kowalewski, 1895) Tanabe, 1925
Zwischenwirt	<i>Planorbis corneus</i> L., <i>P. planorbis</i> L., <i>Bathymophalus contortus</i> L., <i>Lymnea stagnalis</i> , <i>Lymnea limnosa</i>
Endwirt	<p><u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Stockenten, Brandente, Moorente, Tafelente, Reiherente, Zwergsäger und Gänsesäger Löffelente, Knäkente, Krickente, Spießente</p> <p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Rohrdommel, Zwergrohrdommel, Nachtreiher, Rallenreiher, Silber- und Seidenreiher, Grau- und Purpureiher</p> <p><u>Ciconiiformes (Schreitvögel): Ciconiidae (Störche)</u> Weiß- und Schwarzstorch</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Dünnschnabelmöwe, Zwergmöwe, Lachmöwe</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Weißflügel- und Trauerseeschwalbe</p> <p><u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Prachtaucher</p> <p><u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Ohrentaucher, Haubentaucher, Rothalstaucher, Schwarzhalstaucher</p> <p><u>Threskiornithiformes (Ibisse): Threskiornithidae (Ibisse)</u> Braunsichler</p>
Fehlwirt	Säugetiere

Anhang E.17: Wirtsliste von *Cosmocephalus obvelatus*

<i>Cosmocephalus obvelatus</i> (Creplin, 1825) Seurat, 1916	
(COURTNEY & FORRESTER 1974, BARUS et al. 1978, Anderson & Wong, 1981, WONG & ANDERSON 1982 b, AZUMA et al. 1988, LAFUENTE et al. 1999, ROCA et al. 1999, SEPULVEDA et al. 1999, DIAZ et al. 2001, MATSUMOTO & ASAKAWA 2001, SANMARTIN et al. 2005)	
Synonyme	<i>Cosmocephalus diesingi</i> Molin, 1858; <i>Spiroptera adunca</i> Stossich, 1892 (not Creplin, 1846); <i>Cosmocephalus aduncus</i> Yorke & Maplestone, 1926 (not Creplin, 1846); <i>Cosmocephalus faridi</i> Khalil, 1931; <i>Cosmocephalus firlottei</i> Rao, 1951; <i>Cosmocephalus tanakai</i> Rodrigues and Vicente, 1963
Zwischenwirt	<u>Amphipoda (Flohkrebse)</u> <i>Crangonyx laurentianus</i> , <i>Hyalella azteca</i> , <i>Gammarus fasciatus</i>
Paratenischer Wirt	<u>Clupeiformes (Heringsfische): Clupeidae (Heringe)</u> <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Giebel, Bachzwergdöbel <u>Gasterosteiformes (Stichlingsartige): Gasterosteidae (Stichlinge)</u> Dreistachliger Stichling <u>Osmeriformes (Stintartige): Osmeridae (Stinte)</u> Arktischer Stint <u>Perciformes (Barschartige)</u> <u>Salmoniformes (Lachsartige): Salmonidae (Forellenfische)</u> Regenbogenforelle, Spottail <u>Scorpaeniformes (Panzerwangen): Cottidae (Groppen)</u> <i>Cottus</i> sp.

Fortsetzung Anhang E.17: Wirtsliste von *Cosmocephalus obvelatus*

Endwirt	<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Mittelsäger
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alcidae (Alkenvögel)</u> Tordalk, Trottellumme, Brillenteiste, Nashornalk
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Dreizehenmöwe, Schwalbenmöwe, Silbermöwe, Sturmmöwe, Japanmöwe, Dünnschnabelmöwe, Beringmöwe, Heringsmöwe, Eismöwe, Fischmöwe, Mantelmöwe, Schwarzkopfmöwe, Weißkopfmöwe, Zwergmöwe, Lachmöwe, Kamtschatkamöwe, Korallennmöwe
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Stercorariidae (Raubmöwen)</u> Falkenraubmöwe, Schmarotzerraubmöwe
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Weißbärtseeschwalbe, Weißflügelseeschwalbe, Raubseeschwalbe, Lachseeschwalbe, Flusseeschwalbe, Zwergseeschwalbe, Küstenseeschwalbe, Brandseeschwalbe
	<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Seidenreiher, Silberreiher
	<u>Threskiornithiformes (Ibisse): Threskiornitidae (Ibisse)</u> Löffler
	<u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Prachtttaucher
	<u>Pelecaniformes (Ruderfüßer): Pelecanidae (Pelikane)</u> Brauner Pelikan
	<u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Zwergscharbe
	<u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Haubentaucher, Ohrentaucher, Rothalstaucher
	<u>Sphenisciformes (Pinguine): Spheniscidae (Pinguine)</u> Felsenpinguin

Anhang E.18: *Paracuaria tridentata*

<i>Paracuaria tridentata</i> (LINSTOW, 1877)	
(HOWIE et al. 1968, BISHOP & THRELFALL 1974, COURTNEY & FORRESTER 1974, BARUŠ et al. 1978, ANDERSON & WONG, 1981, WONG & ANDERSON 1982 a, LAFUENTE et al. 1999, ROCA et al. 1999, NOGUESEROLA et al. 2002)	
Synonyme	<i>Cosmocephalus adunca</i> (Creplin, 1846) Yorke and Maplestone, 1926, <i>Paracuaria adunca</i> (Creplin, 1846) Anderson & Wong, 1981, <i>P. macdonaldi</i> (Rao, 1951), <i>Rusguniella transcaucasica</i> , <i>Streptocara transcaucasica</i> Solonistin, 1928, <i>Streptocara rissae</i> Kreis, 1958
Zwischenwirt	<u>Clupeiformes (Heringsfische): Clupeidae (Heringe)</u> <u>Perciformes (Barschartige)</u>
Endwirt	<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Eiderente <u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Große Rohrdommel, Graureiher <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Dreizehenmöwe, Korallenmöwe, Elfenbeinmöwe, Klippenmöwe, Ross´ Möwe, Silbermöwe, Japanmöwe, Heringsmöwe, Dünnschnabelmöwe, Beringmöwe, Eismöwe, Fischmöwe, Mantelmöwe, Schwarzkopfmöwe, Zwergmöwe, Lachmöwe, Kamtschatkamöwe, <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Stercorariidae (Raubmöwen)</u> Schmarotzerraubmöwe <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Weißflügelseeschwalbe, Raubseeschwalbe, Flusseeeschwalbe, Zwergseeschwalbe, Brandseeschwalbe <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel):</u> Weißgesichtsscheidenschnabel <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alcidae (Alkenvögel)</u> Papageischnabel- und Bartalk <u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Sternen- und Prachtaucher <u>Pelecaniformes (Ruderfüßer): Pelecanidae (Pelikane)</u> Brauner Pelikan <u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Nordpazifischer Kormoran, Kormoran <u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Rothalstaucher, Haubentaucher, Ohrentaucher, <u>Procellariiformes (Röhrennasen): Procellariidae (Sturmvögel)</u> Eissturmvogel

Anhang E.19: *Syncuaria squamata*

<i>Syncuaria squamata</i> (Linstow, 1883)	
(KUROCHKIN 1958, BARUŠ et al. 1978, WONG & ANDERSON 1987, MORAVEC & SCHOLZ 1994)	
Synonyme	<i>Skrjabinocara squamata</i> , <i>Syncuaria schikhobalovi</i> , <i>S. skrjabini</i> , <i>S. timofejevi</i> , <i>S. victori</i>
Zwischenwirt	<u>Ostracoda</u> <i>Cypris pubera</i> , <i>Cyclocypris ovum</i> und <i>Cypridopsis vidua</i> , <i>Notodromas monacha</i>
Paratenischer Wirt	<u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cobitidae (Schmerlen)</u> Bachschmerle <u>Cypriniformes (Karpfenfische): Cyprinidae (Karpfenfische)</u> Giebel, Schneider, <u>Cyprinodontiformes (Zahnkärpflinge): Poeciliidae (Lebend gebärende Zahnkärpflinge)</u> Guppy <u>Salmoniformes (Lachsartige): Salmonidae (Forellenfische)</u> Regenbogenforelle
Endwirt	<u>Falconiformes (Falken)</u> <u>Phalacrocoraciformes: Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Zwergscharbe, Ohrenscharbe

Anhang E.20: Familie Desmidocercidae Cram, 1927

<i>Desmidocercella numidica</i> (Seurat, 1920) (DOGIEL & BYKHOVSKY 1939, DUBININ 1948, SINGH 1948, BEZUBIK 1956, ANDERSON 1959, BARUŠ et al. 1978)	<i>Desmidocercella incognita</i> Solonistin, 1932 (BARUS et al. 1978)
Synonyme	
<i>Desmidocerca numidica</i> Seurat, 1920, <i>Filaria marcinkowskyi</i> Skrj., 1923, <i>Pharyngosetaria marcinkowskyi</i> Lubimow, 1937	
Zwischenwirt	
<u>Paratenischer Wirt</u> Fisch	?
Endwirt	
<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Graureiher, Purpureiher, Silberreiher, Seidenreiher, Nachtreiher, Rallenreiher, Mandschurendommel, Schopfreiher, Amerikanischer Graureiher <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Zwergmöwe, Dünnschnabelmöwe und Lachmöwe <u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran	<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Teichrohrdommel <u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe <u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Japanischem Kormoran, Nordpazifischen Kormoran, Aleutenkormoran

Anhang E.21: Familie Dracunculidae Leiper, 1912

<i>Avioserpens galliardi</i> Chabaud&Campana, 1949 (BARUS et al. 1978)	
Zwischenwirt	<i>Cyclops spp.</i>
Endwirt	<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Mittelsäger <u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae(Reiher)</u> Graureiher, Purpureiher, Silberreiher, Seidenreiher, Nachtreiher, Rohrdommel <u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Sternentaucher

Anhang E.22: *Contracaecum rudolphii*

<i>Contracaecum rudolphii</i> Hartwich, 1964
(BEZUBIK 1956, HARTWICH 1964, COURTNEY & FORRETSER 1974, BARUŠ et al. 1978, MALVESTUTO & OGAMBO-ONGAMA 1978, BARUŠ et al. 2000)
Synonyme
<i>Ascaris spiculigerum</i> Rud., 1809, <i>A. microcephala</i> Rud., 1809, <i>A. colymborum</i> Rud., 1819, <i>A. mergorum</i> Rud., 1819, <i>A. praelonga</i> Dujardin, 1845, <i>Contracaecum spiculigerum</i> (Rud., 1809), <i>C. umiu</i> Yamaguti, 1941
Endwirt
<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Mittelsäger, Zwergsäger, Gänsesäger, Schuppensäger, Schellente
<u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae (Reiher)</u> Graureiherreiher, Purpureiher, Große Rohrdommel, Nachtreiher, Silberreiher
<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alcidae (Alkenvögel)</u> Hornlund, Gelbschopflund, Silberalk, Brillenteiste, Gryllteiste, Tordalk, Trottellumme, Dickschnabellumme
<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Dreizehenmöwe, Klippenmöwe, Ross´ Möwe, Heringsmöwe, Silbermöwe, Japanmöwe, Eismöwe, , Fischmöwe, Mantelmöwe, Dünnschnabelmöwe, Lachmöwe
<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Stercorariidae (Raubmöwen)</u> Schmarotzerraubmöwe, Falkenraubmöwe
<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Weißbärtseeschwalbe, Weißflügelseeschwalbe, Raubseeschwalbe, Lachseeschwalbe, Flusseeschwalbe, Küstenseeschwalbe, Aleutenseeschwalbe, Brandseeschwalbe
<u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Prachtaucher, Sternentaucher, Westlichen Eisseetaucher
<u>Pelecaniformes (Pelikane): Pelecanidae (Pelikane)</u> Krauskopfpelikan, Rosa Pelikan, Brauner Pelikan
<u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Krähenscharbe, Nordpazifischer Kormoran, Zwergscharbe, Japanischer Kormoran, Aleutenkormoran u.a.
<u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Haubentaucher, Rothalstaucher, Zwergtaucher
<u>Procellariiformes (Röhrennasen): Procellariidae (Sturmvögel)</u> Eissturmvogel

Anhang E.23: Endwirte der Familie Capillariidae

<p><i>Eucoleus contortus</i> (Creplin, 1839) (BEZUBIK 1956, CZAPLIŃSKI 1962 a und b, BUCK et al. 1976, BARUS et al. 1978, BOSCH et al. 2000, BETLEJEWSKA et al. 2002, KRONE et al. 2002, BORGSTEEDE et al. 2003, CALVETE et al. 2003, GASSAL 2003, SANMARTIN et al. 2004 u. 2005)</p>	<p><i>Baruscapillaria carbonis</i> (Rudolphi, 1819) (BARUS et al. 1978, SERGEEVA 1982)</p>
Synonyme	
<p><i>Trichosomum contortum</i> Crepl., 1839, <i>Eucleus dispar</i> (Duj., 1845) López-Neyra, <i>Eucoleus suppereri</i>, <i>Thominx contorta</i> (Creplin, 1839), <i>Capillaria contorta</i>, <i>Eucoleus laricola</i> (Vasilcova, 1930) Baruš et al., 1978 <i>Eucoleus corvicola</i> (Vasilcova, 1930) Baruš et al., 1972 <i>Trichosomaa.raillieti</i> <i>Trichosoma pachiderma</i> Linstow, 1877, <i>Eucoleus pachiderma</i> Baruš, 1974</p>	<p><i>Trichosomum carbonis</i> (Rudolphi, 1819) <i>Capillaria carbonis</i> (Rudolphi, 1819) Travassos, 1915</p>
Endwirte	
<p><u>Accipitriformes (Greifvögel): Accipitridae (Habichtartige)</u> Sperber, Mäusebussard, Wiesenweihe, Schwarzmilan, Rotmilan, Wespenbussard, Seeadler</p> <p><u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Hausente, Hausgans</p> <p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae(Reiher)</u> Große Rohrdommel</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alcidae (Alkenvögel)</u> Dickschnabellumme und Gryllteiste</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Dreizehenmöwe, Silbermöwe, Sturmmöwe, Heringsmöwe, Zwergmöwe, Mantelmöwe, Eismöwe, Japanmöwe, Kamtschatkamöwe, Dünnschnabelmöwe, Fischmöwe</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Raubseeschwalbe, Aleutenseeschwalbe, Zwergseeschwalbe, Flusseeschwalbe, Brandseeschwalbe, Trauerseeschwalbe, Weißflügelseeschwalbe, Lachseeschwalbe</p> <p><u>Columbiformes (Taubenvögel): Columbidae (Tauben)</u> Haustaube</p> <p><u>Falconiformes (Falken): Falconidae (Falken)</u> Turmfalke, Wanderfalke, Baumfalke</p> <p><u>Galliformes (Hühnervögel): Phasianidae (Glatt- und Raufußhühner)</u> Fasan, Haushuhn, Truthuhn</p> <p><u>Phalacrocraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran</p> <p><u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Zwergtaucher</p> <p><u>Strigiformes (Eulenvögel)</u></p>	<p><u>Ardeiformes (Reihervögel): Ardeidae(Reiher)</u> Graureiher, Silberreiher, Seidenreiher, Nachtreiher</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Silbermöwe, Sturmmöwe, Dünnschnabelmöwe</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Recurvirostridae (Säbelschnäblerverwandte)</u> Goldregenpfeifer, Kiebitzregenpfeifer</p> <p><u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Flusseeschwalbe, Trauerseeschwalbe, Lachseeschwalbe</p> <p><u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Prachtaucher</p> <p><u>Phalacrocraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Zwergscharbe</p> <p><u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Rothalstaucher, Schwarzhalstaucher</p> <p><u>Threskiornithiformes (Ibisse): Threskiornithidae (Ibisse)</u> Braunsichler</p>

Anhang E.24: *Corynosoma strumosum*

<i>Corynosoma strumosum</i> (Rudolphi, 1802) Lühe, 1904	
(SCHMIDT 1964, NUORTEVA 1966, BARUŠ et al.1985, MARGOLIS & McDONALD 1986, MEASURES & GOSSELIN 1994, RICHARDSON & COLE 1997, RAUSCH & ADAMS 2000, SHIMALOV & SHIMALOV 2001, NICKOL et al. 2002, O'NEILL & WHELAN 2002)	
Zwischenwirt	<i>Pontoporeia affinis</i>
Paratenischer Wirt	<p>Süß- und Salzwasserfische</p> <p><u>Acipenseriformes (Störartige): Acipenseridae (Echte Störe)</u> Amerikanischer Stör</p> <p><u>Clupeiformes (Heringsfische): Clupeidae (Heringe)</u> Hering</p> <p><u>Esociformes (Hechtartige): Esocidae (Hechte)</u> Hecht</p> <p><u>Gadiformes (Dorschartige): Gadidae (Dorsche)</u> Kabeljau</p> <p><u>Gadiformes (Dorschartige): Lotidae (Quappen)</u> Quappe</p> <p><u>Gasterosteiformes (Stichlingsartige): Gasterosteidae (Stichlinge)</u> Dreistachliger Stichling</p> <p><u>Osmeriformes (Stintartige): Osmeridae (Stinte)</u> Europäischer Stint</p> <p><u>Petromyzontiformes (Neunaugenartige): Petromyzontidae (Neunaugen)</u> Neunauge</p> <p><u>Perciformes (Barschartige): Percidae (Echte Barsche)</u> Flussbarsch, Kaulbarsch, Zander</p> <p><u>Pleuronectiformes (Plattfische): Pleuronectidae (Flundern)</u> Flunder</p> <p><u>Pleuronectiformes (Plattfische): Scophthalmidae (Steinbutte)</u> Steinbutt</p> <p><u>Salmoniformes (Lachsartige): Salmonidae (Forellenfische)</u> Blaufelchen, Strommaräne, Seesaibling</p> <p><u>Scorpaeniformes (Panzerwangen): Cottidae (Groppen)</u> Vierhörniger Seeskorpion, Seeskorpion, Seebulle</p> <p><u>Scorpaeniformes (Panzerwangen): Cyclopteridae (Seehasen)</u> Seehase</p> <p>aquatile Schnecken</p>

Fortsetzung Anhang E.24: *Corynosoma strumosum*

Endwirt	Vögel
	<u>Accipitriformes (Greifvögel): Pandionidae (Fischadler)</u> Weißkopfseeadler (Zufallswirt)
	<u>Anseriformes (Gänsevögel): Anatidae (Entenvögel)</u> Gänsesäger, Mittelsäger
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Alcidae (Alkenvögel)</u> Dickschnabellumme, Taubenteiste
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Laridae (Möwen)</u> Beringmöwe, Dreizehenmöwe, Eismöwe, Japanmöwe, Kamtschatkamöwe, Lachmöwe, Zwergmöwe,
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Stercorariidae (Raubmöwen)</u> Schmarotzerraubmöwe
	<u>Charadriiformes (Wat-, Alken- und Möwenvögel): Sternidae (Seeschwalben)</u> Flussseeschwalbe, Brandseeschwalbe, Trauerseeschwalbe, Weißflügelseeschwalbe, Lachseeschwalbe
	<u>Gaviiformes (Seetaucher): Gaviidae (Seetaucher)</u> Prachtaucher, Sternentaucher, Eistaucher
	<u>Phalacrocoraciformes (Kormoranvögel): Phalacrocoracidae (Kormorane)</u> Kormoran, Meerscharbe, Japankormoran, Krähenscharbe, Ohrenscharbe
	<u>Pelecaniformes (Pelikane): Pelecanidae (Pelikane)</u> Rosa Pelikan
	<u>Podicipediformes (Lappentaucher): Podicipedidae (Lappentaucher)</u> Rothalstaucher
	Säugetiere
	Hund, Mensch, Ringelrobbe (<i>Phoca hispida</i>), Kegelrobbe (<i>Halichoerus grypus</i>), Südlicher Seeelfant (<i>Mirounga leonina</i>)

F Ergebnisse zur Biologie untersuchter Vögel

Anhang F.1: Herkunft der Graureiher

Herkunft		Geschlecht			Gesamt	
		männlich	weiblich	nicht bestimmt		
Westsachsen	Kleinbeucha	11	6	2	19	19 (41,3 %)
Ostsachsen	Niederspreewitz	1	0	0	1	27 (58,7 %)
	Grüngräbchen	2	1	0	3	
	Kreba	17	1	4	22	
	Guttau/Niedergurig	1	0	0	1	
Gesamt		32 (69,6 %)	8 (17,4 %)	6 (13,0 %)	46 (100 %)	

Anhang F.2: Herkunft der Kormorane

Herkunft		Geschlecht			Gesamt	
		männlich	weiblich	nicht bestimmt		
Westsachsen	Kleinbeucha	22	8	2	32	32 (36,5 %)
Ostsachsen	Petershain	0	0	1	1	61 (63,5 %)
	Niederspreewitz	6	4	4	14	
	Grüngräbchen	13	9	0	22	
	Uhyst	8	2	0	10	
	Ullersdorf	9	0	0	9	
	Niesky	0	0	1	1	
	Guttau/Niedergurig	3	4	0	7	
Gesamt		61 (63,5 %)	27 (28,1 %)	8 (8,3 %)	96 (100 %)	

Anhang F.3: Abhängigkeit der Körpermasse (in kg) des Graureihers vom Geschlecht

Geschlecht	n	Mittelwert	x_{\min}	x_{\max}	1. Quartil	Median	3. Quartil
männlich	28	1,7	1,4	2,1	1,5	1,7	1,8
weiblich	8	1,5	1,4	1,7	1,4	1,5	1,6
Insgesamt	36	1,65	1,4	2,1	1,5	1,75	1,8

Anhang F.4: Abhängigkeit der Körpermasse des Graureihers von der Jahreszeit

Jahreszeit	n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}	x _{max}	Spannweite
Frühling	4	1,65	1,65	1,5	1,78	1,5	1,8	0,3
Sommer	14	1,63	1,57	1,5	1,76	1,4	2,1	0,7
Herbst	19	1,68	1,75	1,5	1,80	1,4	2,1	0,7
Winter	4	1,58	1,60	1,4	1,70	1,4	1,7	0,3
Insgesamt	41	1,65	1,75	1,5	1,8	1,4	2,1	0,7

Anhang F.5: Abhängigkeit der Körpermasse des Graureihers von der Region

	n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}	x _{max}	Spannweite
Ostsachsen	22	1,7	1,7	1,5	1,8	1,4	2,1	0,7
Westsachsen	19	1,6	1,7	1,5	1,8	1,4	2,1	0,7
Insgesamt	41	1,65	1,75	1,5	1,8	1,4	2,1	0,7

Anhang F.6: Körpermasse (in kg) in Abhängigkeit vom Geschlecht der Kormorane

Geschlecht	n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}	x _{max}
männlich	55	2,4	2,4	2,2	2,7	1,6	3,1
weiblich	23	2,1	2,1	1,9	2,2	1,7	2,6
gesamt	78	2,3	2,3	2,0	2,6	1,6	3,1

Anhang F.7: Körpermasse (in kg) in Abhängigkeit von der Jahreszeit

Jahreszeit	n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}	x _{max}
Sommer	47	2,3	2,2	2,0	2,6	1,6	3,0
Herbst	37	2,4	2,3	2,1	2,7	1,9	3,1
gesamt	84	2,3	2,3	2,0	2,6	1,6	3,1

Anhang F.8: Körpermasse (in kg) in Abhängigkeit von der Region

Jahreszeit	n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}	x _{max}
Ostsachsen	52	2,3	2,2	2,0	2,6	1,6	2,9
Westsachsen	32	2,3	2,3	2,1	2,6	1,9	3,1
gesamt	84	2,3	2,3	2,0	2,6	1,6	3,1

Anhang F.9: Masseverteilung (in g) der im Kormoranmagen aufgefundenen Fische

	n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x_{min}	x_{max}
2003	23	147,9	140,0	60,0	190,0	22	440
2004	19	166,1	162,0	102,0	215,0	56	396
Sommer	22	186,7	168,5	110,0	236,5	52	440
Herbst	20	122,5	106,0	75,0	178,0	22	247
männlich	27	158,9	160,0	100,0	203,0	50	396
weiblich	13	127,2	123,0	58,0	171,0	22	263
unbestimmt	3	240,0				90	440
Ostsachsen	26	177,2	166,0	92,5	226,75	52	440
Westsachsen	16	121,9	105,5	75,0	164,25	22	263
Beifisch	17	134,5	101,0	61,0	163,5	6	440
Spiegelkarpfen	26	161,0	154,0	101,5	217,5	52	396
gesamt	42	156,1	145	85,0	197,75	22	440

G Ergebnisse zur Helminthenfauna untersuchter Vögel

Anhang G.1: Übersicht über nachgewiesene Mono- und Polyinfektionen beim Graureiher

		Jahreszeit				Gesamt
		Frühling	Sommer	Herbst	Winter	
Polyinfektion	0	2	1	1	0	4
	1	2	3	4	0	9
	2	0	7	4	0	11
	3	0	4	4	0	8
	4	0	2	1	2	5
	5	0	1	4	0	5
	6	0	1	1	2	4

Anhang G.2: Übersicht über nachgewiesene Mono- und Polyinfektionen beim Kormoran

		Ostsachsen	Westsachsen	Frühling	Sommer	Herbst	gesamt
Polyinfektion	1	2	0	0	2	0	2
	3	11	2	0	11	2	13
	4	5	3	0	3	5	8
	5	3	5	0	3	5	8
	6	10	5	0	9	6	15
	7	8	4	1	6	5	12
	8	12	8	0	6	14	20
	9	9	4	0	9	4	13
	10	0	1	0	1	0	1
	11	1	0	0	1	0	1

Anhang G.3: Befallsextensität sächsischer Graureiher mit *N. cheilancristrotus*

	Frühling n=4	Sommer n=19	Herbst n=19	Winter n=4	2003	2004	gesamt n=46
Befallsextensität in %	25,0	68,4	73,7	100	46	80	70

Anhang G.4: Befallsextensität von *N. cheilancristrotus* in Ost- und Westsachsen

	Ostsachsen n=27				Westsachsen n=19
Befallsextensität in %	Grüngräbchen 66,7	Guttau/ Niedergurig 100	Kreba 81,8	Niederspre 0	Kleinbeucha 57,9 57,9

Anhang G.5: Befallsintensität sächsischer Graureiher mit *N. cheilancristrotus*

n			Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Klein-beucha	11	143,1	134,1	50,0	50,0	20,0	20,0	64,0	64,0	6	6	1000	1000
Ost-sachsen	Grün-gräbchen	1									50		50	
	Guttau/	2		213,9		43,0		10,0		103,5	1000	2	1000	1650
	Niedergurig													
	Kreba	18	199,5		33,5		7,5		87,0		2		1650	
Frühling		1									1000		1000	
Sommer		13	324,54		50,0		44,0		321,0		3		1650	
Herbst		14	42,71		23,5		8,75		67,0		2		120	
Winter		4	37,25		39,5		8,25		64,0		6		64	
2003		6	669		410,0		77,0		900,0		54		1650	
2004		26	82		43,5		10,0		51,5		2		1000	
gesamt		31	186,4		50,0		16,25		91,0		2		1650	

Anhang G.6: Befallsextensität sächsischer Kormorane mit *P. scolecina*

Herkunft			n	Befallsextensität in %	
Westsachsen	Kleinbeucha	32	87,5		
Ostsachsen 61	Niederspre	11	72,7	85,2	
	Petershain	1	100,0		
	Grüngräbchen	22	90,9		
	Uhyst	10	100,0		
	Ullersdorf	9	66,7		
	Niesky	1	100,0		
	Guttau/Niedergurig	7	85,7		
2003		44	72,7		
2004		49	98,0		
Insgesamt		93	86,0		

Anhang G.7: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. scolecina*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		X _{min}		X _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	28	489		271		152		812		4		1570	
Ost-sachsen	Niederspreewitz	8	331	694	350	560	184	236	475	1137	11	2	620	2153
	Petershain	1									1030		1030	
	Grüngräbchen	20	607		364		97		1122		2		2153	
	Uhyst	10	1023		1132		454		1429		77		1780	
	Ullersdorf	6	861		121		393		1510		372		1601	
	Niesky	1									121		121	
	Gutttau/Niedergurig	6	798		815		548		1077		330		1156	
Frühling		1									1030		1030	
Sommer		44	634		472		266		1103		7		1780	
Herbst		35	596		272		150		1000		2		2153	
2003		32	501		386		190		722		4		1570	
2004		48	704		641		175		1195		2		2153	
gesamt		80	622,4		442		190		1020		2		2153	

Anhang G.8: Befallsextenstität und Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *L. intestinalis*

Herkunft		n	Befallsextenstität in %		Befallsintensität			
					X _{min}		X _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	32	6,3	6,3	1	1	1	1
Ostsachsen	Grüngräbchen	22	4,5	8,2	2	1	2	2
	Uhyst	10	10,0		1		1	
	Ullersdorf	9	22,2		2		2	
	Gutttau/Niedergurig	7	14,3		1		1	
2003		44	9,1		1		1	
2004		49	6,1		1		2	
Insgesamt		93	7,5		1		2	

Anhang G.9: Befallsextensität nachgewiesener Trematoden des Graureihers

		n	<i>H. triloba</i>		<i>A. cornu</i>		<i>T. excavata</i>		<i>P. radiatum</i>		<i>E. belocephalus</i>		<i>P. cuticola</i>		<i>Diplostomum</i> sp.		<i>B. polonica</i>		<i>M. xanthosomus</i>	
West Sachsen	Kleinbeucha	19	5,3		63,2		21,1		0		47,4		15,8		5,3		5,3		0	
Ost Sachsen 27	Grüngräbchen	3	0		66,7		33,3		0		0		0		0		66,7		0	
	Gutttau/Niedergurig	1	0		100		0		100		100		100		0		0		0	
	Kreba	22	4,6	3,7	77,3	74,1	0	3,70	9,1	11,1	18,2	18,5	4,5	7,4	0	0	4,5	11,1	4,5	3,7
	Niederspre	1	0		0		0		0		0		0		0		0		0	
Frühling		4	0		0		0		0		0		0		0		0		0	
Sommer		19	5,3		73,7		0		10,5		26,3		10,5		0		5,3		0	
Herbst		19	5,3		79,0		10,5		5,3		26,3		5,3		0		15,8		5,3	
Winter		4	0		75,0		75,0		0		100		50,0		25,0		0		0	
2003		13	15,4		61,5		0		15,4		23,1		7,7		0		0		0	
2004		33	0		72,7		15,2		3,0		33,3		12,1		3,0		12,1		3,0	
gesamt		46	4,4		69,6		10,9		6,5		30,4		10,9		2,2		8,7		2,2	

Anhang G.10: Befallsextensität nachgewiesener Trematoden des Kormorans

Herkunft		n	<i>P. radiatum</i>		<i>P. phalacrocoracis</i>		<i>P. exaeretis</i>		<i>H. dubinini</i>		<i>H. triloba</i>		<i>C. complanatum</i>		<i>M. xanthosomus</i>	
West Sachsen	Kleinbeucha	11	90,6		87,5		50,0		15,6		59,4		0		25,0	
Ost Sachsen 61	Niederspre	1	81,8		18,2		9,1		0		0		7,1		0	
	Petershain	22	100,0		0		100,0		100,0		100,0		0		0	
	Grüngräbchen	10	95,5		95,5		68,2		4,5		72,7		0		36,4	
	Uhyst	9	100,0	93,4	90,0	68,9	80,0	47,5	0	3,3	100,0	49,2	0	1,6	40,0	24,6
	Ullersdorf	1	100,0		77,8		33,3		0		22,2		0		11,1	
	Niesky	7	100,0		0		0		0		100,0		0		100,0	
	Gutttau/Niedergurig	11	85,7		42,9		14,3		0		0		0		14,3	
2003		44	88,6		56,8		22,7		0		18,2		3,1		9,1	
2004		49	95,9		91,8		71,4		14,3		83,7		0		38,8	
gesamt		93	92,5		75,3		48,4		7,5		52,7		1,1		24,7	

Anhang G.11: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *M. xanthosomus*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West Sachsen	Kleinbeucha	8	2,1	2,1	1,0	1,0	1,0	1,0	2,0	2,0	1	1	8	8
Ost Sachsen	Grüngräbchen	8	6,75	5,7	3,5	3,0	3,0	1,0	13,0	10,0	1	1	20	20
	Uhyst	4									1		13	
	Ullersdorf	1									1		1	
	Niesky	1									1		1	
	Gutttau/Niedergurig	1									4		4	
Sommer		13	4,1		3		1,0		6,0		1		13	
Herbst		10	4,9		1,5		1,0		6,25		1		20	
2003		4									1		20	
2004		19	3,95		2,0		1,0		4,0		1		16	
gesamt		23	4,4		4,0		1,0		2,0		1		20	

Anhang G.12: Befallsintensität sächsischer Graureiher mit *A. cornu*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West Sachsen	Kleinbeucha	12	48,8	48,8	34,5	34,5	13,0	13,0	76,75	76,75	1	1	171	171
Ost Sachsen	Grüngräbchen	2	5,0	63,0		27,0		8,0		103,0	2	2	8	320
	Gutttau/Niedergurig	1									4		4	
	Kreba	17	73,2		44,0		13,5		117,5		2		320	
Sommer		14	44,9		34,5		7,0		61,25		1		168	
Herbst		15	67,6		32,0		8,0		104,0		2		320	
Winter		3	67,7		22,0						10		171	
2003		8	53,1		39,5		8,5		82,5		2		168	
2004		24	59,2		29,0		8,5		103,0		1		320	
Insgesamt		32	57,7		33,0		8,5		97,5		1		320	

Anhang G.13: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *H. triloba*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West Sachsen	Kleinbeucha	19	42,26	42,26	20,0	20,0	8,0	8,0	70,0	70,0	1	1	140	140
Ost Sachsen	Petershain	1		44,8		16,5		8,0		82,5	16	1	16	205
	Grüngräbchen	16	61,88		50,0		9,25		107,5		1		205	
	Uhyst	10	22,8		9,5		7,75		14,75		3		140	
	Ullersdorf	2									3		17	
	Niesky	1									90		90	
Frühling		1									16		16	
Sommer		24	38,0		11,5		7,25		67,5		1		140	
Herbst		24	50,79		25,0		10,0		87,5		1		205	
2003		8	50,13		25,0		10,0		110,0		1		130	
2004		41	42,59		17,0		8,0		70,0		1		205	
gesamt		49	43,8		17,0		8,0		75,0		1		205	

Anhang G.14: Befallsintensität untersuchter Graureiher mit *E. belocephalus*

Herkunft			n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Klein-beucha	9	224,4	224,4	28,0	28,0	2,0	2,0	441,0	441,0	1	1	1053	1053	
Ost-sachsen	Guttau/Nieder-gurig	1		49,4		36,0		15,5		90,0	36	10	36	130	
	Kreba	4	52,75		35,5		12,75		410,0		10		130		
Sommer		5	244,4		36,0		1,50		591,5		1		1053		
Herbst		5	26,6		21,0		9,0		47,0		8		50		
Winter		4	228,0		122,0		8,5		553,5		2		666		
2003		3	58,0		36,0						8		130		
2004		11	190,3		28,0		2,0		216,0		1		1053		
Insgesamt		14	161,9		32,0		6,5		151,5		1		1053		

Anhang G.15: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. radiatum*

n			Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	29	115,5	115,5	80,0	80,0	17,5	17,5	136,5	136,5	1	1	632	632
Ost-sachsen	Niederspreewälder	9	44,0	128,5	22,0	60,0	11,0	19,0	52,5	181,0	1	1	187	1150
	Petershain	1							51		51			
	Grüngräbchen	21	218,0		150,0		48,50		313,00		1		1150	
	Uhyst	10	128,4		150,5		13,25		216,25		7		281	
	Ullersdorf	9	46,7		40,0		18,00		55,50		8		156	
	Niesky	1							2		2			
	Guttau/ Niedergurig	6	99,0		72,0		12,5		213,5		2		221	
Frühling		1								51		51		
Sommer		46		125,5		64,0		20,5		170,0		1		1150
Herbst		39		124,3		71,0		11,0		210,0		1		490
2003		39		89,9		51,0		12,0		75,0		1		370
2004		47		152,5		79,0		27,0		131,0		1		1150
gesamt		86		124,1		67,0		20,5		170,0		1		1150

Anhang G.16: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *P. exaeretus*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	16	20,5	20,5	2,5	2,5	1,25	1,25	27,0	27,0	1	1	110	110
Ost-sachsen	Niederspreewitz	1		12,7		5,0		1,5		20,5		1		52
	Petershain	1												
	Grüngräbchen	15	20,3		10,0		5,0		40,0		1		52	
	Uhyst	8	5,3		2,5		1,0		8,0		1		20	
	Ullersdorf	3	2,0								1		4	
	Gutttau/Niedergurig	1												
Frühling		1												
Sommer		22		9,3		3,0		2,0		10,0	1			50
Herbst		22		22,2		5,0		1,0		40,0	1			110
2003		10		23,9		6,0		1,75		40,25	1			110
2004		35		13,0		4,0		1,0		18,0	1			102
gesamt		45		15,4		4,0		1,5		20,5	1			110

Anhang G.17: Befallintensität sächsischer Kormorane mit *P. phalacrocoracis*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	28	674,2	674,2	184,0	184,0	20,0	20,0	435,5	435,5	1	1	8185	8185
Ost-sachsen	Niederspreewitz	2		368,8		137,0		31,0		285,0	8		28	5050
	Grüngräbchen	21	571,6		217,0		33,50		565,00		2		5050	
	Uhyst	9	322,0		210,0		117,00		507,00		40	1	980	
	Ullersdorf	7	54,0		50,0		4,00		72,00		1		150	
	Gutttau/Niedergurig	3									10		150	
Sommer		36		522,7		155,0		36,25		292,50	2			8185
Herbst		34		457,4		115,0		4,75		442,50	1			5050
2003		25		180,7		72,0		17,00		285,00	1			990
2004		45		663,3		210,0		33,50		520,00	1			8185
gesamt		70		491,0		147,0		126,0		989,0	1			8185

Anhang G.18: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *S. squamata*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	13	4,9	4,9	5,0	5,0	1,5	1,5	8,0	8,0	1	1	11	11
Ost-sachsen	Grüngräbchen	8	12,5	8,53	7,0	3,0	3,5	1,0	25,25	13,5	1	1	30	30
	Uhyst	5	2,4		2,0		1,0		4,0		1		6	
	Ullersdorf	3	10,7		2,0						1		29	
	Gutttau/Niedergurig	1									1		1	
Sommer		18		6,6		3,0		1,0		8,0	1			29
Herbst		12		7,5		5,0		1,25		8,0	1			30
2003		9		11,2		8,0		1,5		24,5	1			30
2004		21		5,1		3,0		1,0		7,0	1			27
gesamt		30		6,9		4,0		1,0		8,0	1			30

Anhang G.19: Befallsextenstität nachgewiesener Nematoden des Graureihers in %

		<i>D. incognita</i>		<i>D. numidica</i>		<i>A. galliardi</i>		<i>Cap.sp.</i>		<i>Filaria</i> sp.	
Westsachsen 19	Kleinbeucha	5		42		0		5		5	
Ostsachsen 27	Grüngräbchen	67	15	0	30	0	4	0	4	0	0
	Guttau/Niedergurig	0		0		0		0			
	Kreba	9		36		5		5		0	
	Niederspree	0		0		0		0		0	
2003		8		0		8		0		0	
2004		12		48		0		6		3	
Frühling		4	25	0		0		0		0	
Sommer		19	5	37		5		0		5	
Herbst		19	15	37		0		5		0	
Winter		4	0	50		0		25		0	
Insgesamt		46	11	35		2		4		2	

Anhang G.20: Befallsextenstität nachgewiesener Nematoden des Kormorans in %

n			C. rudolphii		S. squamata		D. incognita		B. carbonis		E. contortus		C. microspiculum	
Westsachsen	Kleinbeucha	11	100		40,6		40,6		25,0		9,1		18,8	
Ostsachsen 61	Niederspree	1	100	96,7	0	27,9	18,2	59,0	18,2	31,1	0	0	0	9,8
	Petershain	22	100		0		100,0		0		0		0	
	Grüngräbchen	10	95,5		36,4		63,6		40,9		0		18,2	
	Uhyst	9	100		50,0		90,0		40,0		0		10,0	
	Ullersdorf	1	100		33,3		88,9		22,2		0		11,1	
	Niesky	7	100,0		0		100,0		0		0		0	
	Guttau/ Niedergurig	11	85,7		14,3		14,3		28,6		0		0	
2003		44	95,5		20,5		38,6		20,5				4,5	
2004		49	100,0		42,9		65,3		36,7				20,4	
Insgesamt		93	97,8		32,3		52,7		29,0		1,1		12,9	

Anhang G.21: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *D. incognita*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	13	5,1	5,1	3,0	3,0	1,0	1	6	6	1	1	18	18
Ost-sachsen	Niederspre	2									1		1	
	Petershain	1									2		2	
	Grüngräbchen	14	6,1		3,5		1,0		12,5		1		17	
	Uhyst	9	5,1	6,0	2,0	3,0	1,5	1,0	9,5	9,5	1	1	16	36
	Ullersdorf	8	5,4		3,0		1,25		9,5		1		15	
	Niesky	1									36		36	
	Guttau/Niedergurig	1									3		3	
Frühling		1									2		2	
Sommer		22	4,73		2,5		1		6,25		1		17	
Herbst		26	6,81		3,5		1		10,5		1		36	
2003		17	2,6		1,0		1		3,0		1		15	
2004		32	7,5		4,5		2		12,75		1		36	
gesamt		49	5,78		3		1		7,5		1		36	

Anhang G.22: Befallsintensität untersuchter Graureiher mit *D. numidica* im Untersuchungsjahr 2004

		n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}	x _{max}
West-sachsen	Kleinbeucha	8	2,0	1,8	1,0	2,0	1	3
Ost-sachsen	Kreba	8	1,5	3,0	1,0	6,5	1	8
Sommer		4	1,3	1,0			1	2
Herbst		10	2,9	2,0	1	8	1	8
Winter		2					2	2
Insgesamt		16	2,4	2,4	1	2	1	8

Anhang G.23: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *C. rudolphii*

		n	Mittelwert		Median		1. Quartil		3. Quartil		x _{min}		x _{max}	
West-sachsen	Kleinbeucha	32	69,0	69,0	53,0	53,0	32,0	32,0	107,0	107,0	12	12	69	69
Ost-sachsen	Niederspre	11	43,0		40,0		180,0		66,0		2		74	
	Petershain	1									61		61	
	Grüngräbchen	21	75,0		70,0		15,0		109,0		4		229	
	Uhyst	10	70,0	60,0	60,0	41,0	37,0	15,0	99,0	98,0	21	2	165	229
	Ullersdorf	9	53,0		26,0		15,0		116,0		2		142	
	Niesky	1									110		110	
	Guttau/Niedergurig	6	22,0		16,0		8,0		40,0		3		53	
Frühling		1									61		61	
Sommer		50	55,4		48,5		16,75		72,5		2		183	
Herbst		40	72,5		58,0		27,0		109,25		4		229	
2003		42	47		37,0		15,0		67,0		2		190	
2004		49	77		63,0		32,0		111,0		4		229	
gesamt		91	63,0		52,0		21,0		100,0		2		229	

Anhang G.24: Veränderung der Magenschleimhaut bei einer Infektion mit *C. rudolphii*

Veränderung der Magenschleimhaut	Anzahl der Kormorane n in %		Mittlere BI mit <i>C. rudolphii</i>	Mittlere Masse des Mageninhaltes (in g)
Keine	28	35,9	51,6	81,9
Geringgradig	23	29,5		
Mittelgradig	19	24,4	96,4	50,9
hochgradig	8	10,3		

Anhang G.25: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *Baruscapillaria* spp.

		n	Mittelwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	x _{min}		x _{max}	
Westsachsen	Kleinbeucha	8	2,38	2,4	1	1	1	1	8	8
Ostsachsen	Niederspre	2	2,5				2		3	
	Grüngräbchen	9	2	2	1	3	1		4	
	Uhyst	4	1,5	1,79	1,5	2	1	1	2	4
	Ullersdorf	2	1,5				1		2	
	Guttai/Niedergurig	2	1				1		1	
Sommer		14	2,29	2,0	1	3	1		8	
Herbst		13	1,62	1	1	2	1		5	
2003		9	1,78	1	1	2,5	1		5	
2004		18	2,06	1,5	1	2,25	1		8	
gesamt		27	1,96	1,0	1	2	1		8	

Anhang G.26: Befallsintensität sächsischer Kormorane mit *C. strumosum*

		n	x _{min}		x _{max}	
Westsachsen	Kleinbeucha	3	30	30		60
Ostsachsen	Grüngräbchen	1	40	1	40	40
	Guttai / Niedergurig	2	1		20	
Sommer		2		1		20
Herbst		4		30		60
2003		6		1		60

H Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen

Anhang H.1: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *P. scolecina* (n=122)

	Mittelwert	X _{min}	X _{max}	Perzentile		
				25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	3,9	1,3	8,0	2,5	3,5	4,9
Wurmbreite (µm)	138,3	124,8	420,0	195,0	232,5	276,3
Durchmesser des Skolex (µm)	360,7	181,4	470,0	327,5	367,0	396,5
Länge der Bothrien (µm)	126,6	70,8	200,0	111,5	127,4	140,0
Breite der Bothrien (µm)	112,2	44,0	200,0	94,0	109,0	127,0
Länge der kleinen Haken (µm)	76,3	51,4	89,1	73,7	76,3	79,2
Länge der großen Haken (µm)	107,1	91,9	126,0	104,2	107,5	110,7
Durchmesser des Rostellums (µm)	149,6	70,0	224,2	124,2	147,9	178,4
Länge des Zirrhys (µm)	37,5	15,0	65,0	32,3	37,5	42,3
Breite des Zirrhys (µm)	10,6	3,9	20,7	8,9	10,2	11,8

Anhang H.2: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *N. cheilancristrotus* (n=30)

	n	Mittelwert	X _{min}	X _{max}	Perzentile		
					25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	23	4,8	1,6	15,0	1,9	3,5	6,7
Wurmbreite (µm)	30	107,9	71,5	161,0	83,8	104,0	130,5
Durchmesser des Skolex (µm)	25	232,8	149,0	316,0	209,8	226,8	256,8
Breite der Bothrien (µm)	31	92,7	50,0	140,0	71,5	91,9	115,0
Länge der Bothrien (µm)	61	93,4	46,0	148,0	72,2	86,8	115,0
Länge der kleinen Haken (µm)	38	43,1	33,9	55,0	40,0	41,6	44,3
Länge der großen Haken (µm)	23	70,6	61,0	84,0	67,5	70,0	72,5
Länge des Rostellums (µm)	3	93,4	87,8	103,5		88,9	
Breite des Rostellums (µm)	31	105,1	77,5	143,4	92,5	106,0	114,1
Cirruslänge (µm)	7	41,9	21,1	93,7	27,3	34,3	54,0
Cirrusbreite (µm)	8	5,8	4,4	7,3	5,0	5,7	6,4
Eidurchmesser (µm)	29	26,7	20,1	36,5	22,9	27,1	29,3
Länge der Oncosphäre (µm)	12	16,5	12,0	21,7	14,2	16,7	18,2
Breite der Oncosphäre (µm)	9	13,1	8,5	18,1	11,6	13,6	14,1
Länge des Embryos (µm)	42	9,5	6,1	13,3	8,2	9,5	10,5

Anhang H.3: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *A. cornu* (n=86) (in µm)

				Perzentile		
	Mittelwert	X _{min}	X _{max}	25 %	50 %	75 %
Länge des Vordersegments	1212,2	550,00	2386,56	969,54	1155,99	1398,38
Länge des Hinterkörpers	3336,9	1250,00	7383,42	2560,58	3132,36	3803,58
Gesamtlänge	4548,8	1800,0	9372,2	3592,3	4325,6	5407,1
Breite des Vordersegments	945,6	483,5	1615,9	824,8	938,5	1061,7
Breite des Hinterkörpers	599,4	206,6	1033,2	472,3	590,4	708,5
Munddurchmesser	158,9	100,5	250,0	127,4	154,4	190,0
Längsdurchmesser Mund	171,1	90,7	265,7	141,5	171,5	196,2
Querdurchmesser Mund	149,2	51,5	265,7	136,0	147,0	166,6
Längsdurchmesser des Azetabulums	265,3	115,2	1180,8	216,5	264,6	285,4
Querdurchmesser des Azetabulums	231,4	63,7	373,9	206,6	231,5	275,5
Eilänge (n=63)	99,1	63,7	122,5	98,0	100,5	102,9
Eibreite (n=63)	70,1	46,6	95,6	63,7	69,3	76,0
Länge der glycolytischen Drüse	376,40	216,5	787,2	295,2	339,5	433,0
Breite der glycolytischen Drüse	239,9	167,3	373,9	196,8	231,2	273,1

Anhang H.4: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen einer *Diplostomum* sp. des Graureihers (in µm)

	n				Perzentile		
		Mittelwert	X _{min}	X _{max}	25 %	50 %	75 %
Länge des Vorderkörpers	9	846,4	669,1	1093,8	757,7	846,2	890,5
Länge des Hinterkörpers	9	610,0	314,9	895,4	334,6	718,3	836,2
Gesamtlänge	9	1456,4	1161,1	1988,8	1190,6	1426,8	1633,4
Breite des Vorderkörpers	6	553,70	294,0	905,3	303,2	455,7	905,3
Breite des Hinterkörpers	9	467,1	198,5	747,8	231,5	531,4	585,5
Munddurchmesser	9	67,5	51,5	80,9	58,8	66,2	78,4
Pharynxlänge	4	55,1	49,0	58,8		56,4	
Pharynxbreite	4	51,5	36,8	66,2		51,5	
Länge des Ösophagus	2	101,7	93,1	110,3			
Länge des Tribozytischen Organs	3	167,4	134,8	196,0		171,5	
Breite des Tribozytischen Organs	4	128,6	95,6	191,1		113,9	
Eilänge	8	102,3	80,9	115,2	99,2	105,4	105,4
Eibreite	8	82,4	63,7	100,5	76,6	78,4	92,5
linker Pseudosaugnäpfe	2	76,0	76,0	76,0			
rechter Pseudosaugnäpfe	2	63,7	61,3	66,2			

Anhang H.5: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *H. triloba* (n=38)

				Perzentile		
	Mittelwert	x _{min}	x _{max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	1,4	1,0	2,1	1,2	1,4	1,6
Wurmbreite (µm)	805	571,0	1030,0	709,2	806,9	865,9
Munddurchmesser (µm)	109,6	74,6	144,2	97,6	109,4	119,3
Länge des Pharynx (µm)	65,7	49,0	83,3	55,1	66,2	75,3
Breite des Pharynx (µm)	57,6	36,8	73,5	49,6	53,9	71,1
Breite des Azetabulums (µm)	109,2	68,6	171,5	81,3	107,8	125,0
Eilänge (µm)	95,9	76,0	139,7	92,0	98,0	109,0
Eibreite (µm)	69,3	49,0	107,8	64,9	71,1	79,6
Länge des Tribozytischen Organs (µm)	370,3	187,0	452,6	344,4	383,8	423,1
Breite des Tribozytischen Organs (µm)	320,3	167,3	403,4	273,1	329,6	366,5
Pseudosaugnapf (µm)	129,4	41,7	265,6	105,0	126,2	154,5

Anhang H.6: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *P. cuticola* (n=7)

				Perzentile		
	Mittelwert	x _{min}	x _{max}	25 %	50 %	75 %
Länge des Vorderkörpers	1342,44	944,68	1541,32	1168,42	1417,02	1516,46
Länge des Hinterkörpers	755,12	646,36	885,60	720,94	745,80	795,52
Gesamtlänge	2097,56	1591,04	2287,12	1914,22	2237,40	2262,26
Breite des Vorderkörpers	487,78	364,08	629,76	403,44	442,80	580,56
Breite des Hinterkörpers	454,05	403,44	531,36	413,28	442,80	482,16
Durchmesser des Mundsaugnapfes	60,06	29,40	85,75	44,10	58,90	80,24
Länge des Pharynx	62,48	53,90	66,15	59,41	63,70	66,15
Breite des Pharynx	40,42	22,05	53,90	31,24	42,88	48,39
Länge des Ösophagus		36,75	36,75			
Länge des Azetabulums	79,63	51,45	98,00	58,19	84,53	96,16
Länge des Tribozytischen Organs	120,21	107,80	134,75	107,80	118,08	134,75
Breite des Tribozytischen Organs	221,63	93,10	362,97	99,23	183,75	362,97
Eilänge	107,19	98,00	112,70	100,45	109,03	112,09
Eibreite	82,07	68,60	102,90	69,21	78,40	98,61

Anhang H.7: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *H. dubinini* (n=13)

				Perzentile		
	Mittelwert	x _{min}	x _{max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	1,07	0,68	1,51	0,95	1,07	1,20
Wurmbreite (mm)	0,72	0,46	0,85	0,68	0,75	0,81
Mundsaugnapfdurchmesser (µm)	130,6	98,0	151,9	117,6	134,8	143,3
Länge des Pharynx (µm)	78,8	56,4	93,1	71,1	78,4	83,3
Breite des Pharynx (µm)	79,3	53,9	93,1	76,0	83,3	88,2
Durchmesser des Azetabulums (µm)	82,3	58,8	102,9	58,8	93,1	100,5
Eilänge (µm)	96,1	83,3	107,8	90,7	98,0	100,5
Eibreite (µm)	73,6	63,7	83,3	69,3	73,5	77,2

Anhang H.8: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *E. belocephalus* (n=36) (in µm)

	n				Perzentile		
		Mittelwert	x _{min}	x _{max}	25 %	50 %	75 %
Länge	36	841,9	570,0	109,0	752,8	806,9	959,4
Breite	36	279,9	161,70	383,76	240,7	273,7	322,3
Durchmesser des Kopfkragens	14	156,1	122,50	191,10	140,9	153,1	172,1
Durchmesser des Mundsaugnapf	34	49,6	29,40	75,95	43,5	49,0	53,9
Länge des Präpharynx	18	65,1	24,50	102,90	53,9	61,3	79,6
Länge des Pharynx	31	65,7	44,10	80,85	61,3	63,7	71,1
Breite des Pharynx	29	51,5	19,60	73,50	44,1	53,9	58,8
Länge des Ösophagus	29	127,8	56,35	236,16	100,7	125,0	145,8
Tiefe des Azetabulums	28	134,0	83,30	166,60	120,7	137,2	148,8
Länge des Azetabulums	14	93,8	51,45	144,55	64,9	88,2	130,5
Breite des Azetabulum	30	120,3	56,35	151,90	109,6	123,7	134,8
Eilänge	27	80,6	2,45	107,80	73,5	83,3	85,8
Eibreite	26	67,8	41,65	90,65	61,3	67,40	76,6

Anhang H.9: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *P. radiatum* (n=89)

				Perzentile		
	Mittelwert	X _{min}	X _{max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	4,59	1,48	9,50	3,35	4,63	5,63
Wurmbreite (mm)	0,83	0,36	1,35	0,67	0,84	1,00
Hakengröße (µm)	146,2	81,0	200,0	125,0	146,3	163,8
Mundsaugnapfdurchmesser (µm)	186,4	87,5	280,0	141,2	200,0	224,0
Tiefe des Azetabulums (µm)	689,1	370,0	980,0	560,0	700,0	810,0
Länge des Azetabulums (µm)	407,3	200,0	600,0	345,0	400,0	500,0
Breite des Azetabulums (µm)	513,7	220,0	820,0	420,0	536,0	592,5
Eilänge (µm)	90,6	57,5	110,0	87,5	92,3	97,5
Eibreite (µm)	68,0	31,6	85,0	62,5	69,7	72,5

Anhang H.10: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *P. exaeretus* (n=41)

				Perzentile		
	Mittelwert	X _{min}	X _{max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	1,35	0,60	2,00	1,18	1,35	1,60
Wurmbreite (mm)	0,25	0,10	0,40	0,20	0,24	0,29
Hakengröße (µm)	65,0	38,2	122,5	51,5	62,7	76,0
Durchmesser des Mundsaugnapfes (µm)	67,9	53,9	87,7	58,2	65,5	76,7
Tiefe des Azetabulums (µm)	168,7	105,8	145,0	143,5	159,7	196,6
Länge des Azetabulums (µm)	104,1	49,0	147,0	76,0	98,0	140,1
Breite des Azetabulums (µm)	136,1	58,8	215,6	112,8	122,5	158,6
Eilänge (µm)	87,2	71,1	105,4	83,3	88,2	93,1
Eibreite (µm)	65,9	58,8	80,4	61,3	66,2	68,6

Anhang H.11: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *P. phalacrocoracis* (n=48)

				Perzentile		
	Mittelwert	x _{min}	x _{max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	2,55	1,50	3,83	2,25	2,52	2,92
Wurmbreite (mm)	0,89	0,40	1,17	0,78	0,90	1,00
Hakengröße (µm) (n=33)	114,5	73,5	154,4	101,1	117,6	131,1
Durchmesser des Mundsaugnapfes (µm)	120,3	61,3	171,5	98,6	118,8	145,2
Breite des Pharynx (µm)	106,0	51,5	196,0	80,9	102,9	117,6
Länge des Pharynx (µm)	168,7	83,3	343,0	132,3	174,0	188,7
Länge des Ösophagus	671,4	393,6	964,3	531,4	688,8	806,9
Tiefe des Azetabulums (µm)	314,1	196,8	531,4	260,8	310,0	373,9
Breite des Azetabulums (µm)	286,1	167,3	413,3	255,8	295,2	314,9
Länge des Azetabulums (µm)	162,8	98,4	236,2	127,9	167,3	196,8
Eilänge (µm)	99,3	78,4	120,1	93,1	98,0	104,1
Eibreite (µm)	75,2	49,0	102,9	68,6	76,0	80,9

Anhang H.12: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen männlicher *B. polonica*

	n	Mittelwert	x _{min}	x _{max}
Gesamtlänge (mm)	4	2,39	1,16	3,11
Gesamtbreite (µm)	4	310,3	255,8	442,8
Durchmesser des Mundsaugnapfes (µm)	4	128,0	105,4	144,6
Länge des Pharynx (µm)	1	41,7	41,7	41,7
Breite des Pharynx (µm)	1	29,400	29,4	29,4
Durchmesser des Azetabulums (µm)	4	146,4	61,3	181,3
Abstand des Azetabulum von kranial (µm)	2	171,5	122,5	220,5

Anhang H.13: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *D. incognita* (43 männliche und 61 weibliche Exemplare)

		Mittelwert			Perzentile		
			x_{\min}	x_{\max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	♂	3,99	3,28	4,80	3,80	3,98	4,13
	♀	4,46	3,55	5,48	4,30	4,44	4,68
kraniale Wurbbreite (µm)	♂	56,8	45,0	80,0	52,5	55,0	60,0
	♀	56,9	40,0	70,0	55,0	57,5	60,0
mediale Wurbbreite (µm)	♂	210,6	155,0	245,5	197,5	215,0	227,5
	♀	133,7	190,0	275,0	218,8	235,0	250,0
kaudale Wurbbreite (µm)	♂	65,5	57,5	75,0	60,0	65,0	70,0
	♀	70,3	42,5	87,5	67,5	70,0	75,0
Länge des Vestibulum (µm)	♂	29,1	20,0	115,0	25,0	27,5	27,5
	♀	29,3	20,0	120,0	25,0	27,5	30,0
Länge des muskulären Ösophagus (µm)	♂	137,3	50,0	195,0	120,0	142,5	155,0
	♀	144,0	107,5	190,0	130,0	145,0	155,0
Länge des glandulären Ösophagus (µm)	♂	315,3	258,0	450,0	290,0	310,0	320,0
	♀	332,1	240,0	460,0	310,0	320,0	350,0
Breite des glandulären Ösophagus (µm)	♂	53,8	42,2	63,1	44,2	55,0	62,3
	♀	67,1	52,9	73,5	58,0	72,5	73,5
Abstand des Nervenringes vom Kopffende (µm)	♂	119,7	95,0	170,0	111,9	117,5	127,5
	♀	120,8	80,0	155,0	112,5	118,8	130,0
Abstand der Exkretionspore vom Kopffende (µm)	♂	173,4	132,5	227,5	162,5	175,0	180,0
	♀	178,9	112,5	222,5	165,6	182,5	190,0
Abstand des Anus von kaudal (µm)	♂	58,9	37,5	72,5	55,0	57,5	63,8
	♀	56,0	20,0	77,5	52,5	55,0	60,0
Länge des Phasmids	♀	49,0	28,3	72,6	32,9	40,5	69,3
Länge des dorsalen Spikulums (µm)		252,8	145,0	165,0	230,0	165,0	230,0
Länge des ventralen Spikulums (µm)		560,9	300,0	725,0	562,5	725,0	529,8
Eilänge (µm)		52,7	40,0	62,5	50,0	52,5	55,0
Eibbreite (µm)		27,1	17,5	32,5	25,0	27,5	30,0
Abstand der Vulva vom Schwanzende (µm)		2068,0	1590,0	2320,0	1977,5	2320,0	1977,5

Anhang H.14: Ergebnisse der Vermessung morphologischer Strukturen von *C. rudolphii*

					Perzentile		
		Mittelwert	x _{min}	x _{max}	25 %	50 %	75 %
Wurmlänge (mm)	♂	24,1	9	47	19,0	23,0	29,0
	♀	31,3	4,3	65	21,75	31,0	41,0
kraniale Wurbmbreite (µm)	♂	322,2	108	620	260,0	317,0	380,0
	♀	337,8	70	608	236,5	355,0	427,0
mediale Wurbmbreite (µm)	♂	748,9	230	1450	530,0	760,0	960,0
	♀	830,2	142,6	1552	546,0	847,0	1098,5
kaudale Wurbmbreite (µm)	♂	259,5	97	864	182,00	220,00	280,00
	♀	311,1	67	1280	207,0	285,0	350,0
Länge des Vestibulums (µm)	♂	226,3	100	360	166,75	233,0	276,40
	♀	257,6	64	600	176,4	250,0	344,0
Länge des Ösophagus (µm)	♂	2631,0	850	4272	2089,0	2775,0	3272,0
	♀	2941,4	462	4800	2337,0	3004,0	3702,0
Breite des Ösophagus (µm)	♂	193,5	11	700	147,0	196,0	220,0
	♀	205,0	90	422	153,45	194,0	260,0
Länge des intestinalen Zäkum (µm)	♂	2350,2	150	4688	1954,5	2368,0	2840,0
	♀	2627,0	348	5000	2094,75	2728,0	3178,0
Zäkum (v) (µm)	♂	765,7	197	1400	672,0	890,0	1074,0
	♀	897,9	96	1625	735,0	900,0	1067,0
Eibreite (µm)		57,7	30	75	53,4	58,0	62,0
Eilänge (µm)		47,5	14	68	44,0	46,9	51,9
Länge des dorsalen Spikulums (µm)		7137,0	1025	9984	6640,0	7920,0	9280,0
Länge des ventralen Spikulums (µm)		7245,3	979	9840	6000,0	7888,0	9216,0
Anus (µm)		277,9	15	713	197,5	269,4	350,0
Phasmid (µm)		237,1	9	894	143,0	240,0	303,0
Nervenring (µm)		484,5	164	784	354,0	464,0	591,0

Anhang H.15: Vorhandensein der Vulvaklappe bei weiblichen *Baruscapillaria* spp.

		Ei im Uterus		Gesamt
		keine Eier	Eier vorhanden	
Vulvaklappe	nicht vorhanden Anzahl	3	14	17
	% der Gesamtzahl	15,0	70,0	85,0
	vorhanden Anzahl	1	2	3
	% der Gesamtzahl	5,0	10,0	15,0
Gesamt Anzahl		4	16	20
% der Gesamtzahl		20,0	80,0	100,0

Anhang H.16: Messergebnisse von *Baruscapillaria* spp. (20 weibliche und zwei männliche Exemplare)

		Mittelwert			Perzentile		
		x_{\min}	x_{\max}		25 %	50 %	75 %
Länge (mm)	♂	11,7	15,8				
	♀	15,3	9,1	25,2	13,0	14,7	16,4
Kraniale Breite (µm)	♂	12,0	15,0				
	♀	13,1	7,0	23,0	10,0	12,0	15,3
Mediale Breite (µm)	♂	50,0	59,0				
	♀	61,0	45,0	90,0	53,0	59,5	67,5
Kaudale Breite (µm)	♂	25,0	25,0				
	♀	24,2	18,0	41,0	21,0	23,0	25,0
Länge des Ösophagus (µm)	♂	7234,3	8626,4				
	♀	7240,1	3629,6	11038,0	6364,2	7358,6	7781,2
Breite des Ösophagus (µm)	♂	14,0	18,0				
	♀	50,0	40,0	68,6	42,7	46,6	57,3
Länge der Stichozyten (µm)	♂	98	147				
	♀	137	110	175	122	130	153
Abstand zwischen Vulva und Ösophagus (µm)		59,5	27,0	122,5	33,7	59,6	75,8
Länge der Vulva (µm)		114,1	95,6	156,8	104,3	109,9	122,5
Eilänge (µm)		49,6	40	55	47,9	49,5	51,8
Eibreite (µm)		23,6	40	55	22,0	23,0	25,0
Abstand des Anus vom Schwanzende (µm)		10,9	7,0	15,0	10,0	10,0	12,8
Abstand des Nervenringes vom Kopfende (µm)		122,9	88,2	176,4	92,5	118,7	148,8
Länge des Spikulums (µm)		2910,0	4599,1				
Durchmesser des Spikulums (µm)		8,0	8,0				
Länge der Spicularscheide (µm)		3220,0	3220,0				
Durchmesser der Spicularscheide (µm)		31,9	31,9				

I Verzeichnis der Fischarten

(MARTIN 2004, WALES & WIKIMEDIA FOUNDATION INC. 2005)

Für die in dieser Arbeit aufgeführten Fischarten wurde die deutsche Bezeichnung angegeben. Deshalb soll an dieser Stelle dem Trivialnamen jeweils der Artename gemäß der binären Nomenklatur gegenüber gestellt werden, um die wissenschaftliche Auseinandersetzung mit dem Thema zu ermöglichen.

Aalmutter	<i>Zoarces viviparus</i>
Aitel	<i>Leuciscus cephalus</i>
Aland	<i>Leuciscus idus</i>
Altai-Osman	<i>Oreoleuciscus potanini</i>
Amerikanischer Aal	<i>Anguilla rostrata</i>
Amerikanischer Döbel	<i>Semotilus corporalis</i> , <i>Leucosomus corporalis</i> (Synonym)
Amerikanischer Flussbarsch	<i>Perca flavescens</i>
Amerikanischer Stör	<i>Acipenser transmontanus</i>
Amur-Schlankenkopf	<i>Channa argus</i>
Amur-Wels	<i>Silurus asotus</i>
Aralbarbe	<i>Barbus brachycephalus</i>
Arktischer Stint	<i>Osmerus mordax</i>
Atlantischer Lachs	<i>Salmo salar</i>
Augenfleckkarpfing	<i>Poecilia vivipara</i>
Australischer Aal	<i>Anguilla australis</i>
Bachforelle	<i>Salmo trutta fario</i> , <i>Salmo trutta lacustris</i>
Bachsaibling	<i>Salmo fontinalis</i>
Bachschmerle	<i>Barbartula barbartula</i> , <i>Cobitis barbartula</i> (Synonym), <i>Nemacheilus barbatulus</i> (Synonym)
Bachzwergdöbel	<i>Semotilus atromaculatus</i>
Balchasch Barsch	<i>Perca schrenki</i>
Barbe	<i>Barbus barbus</i>
Barsch	<i>Perca fluviatilis</i>
Bartgrundel	<i>Barbartula barbartula</i>
Bergforelle	<i>Salmo fario</i>
Bitterling	<i>Rhodeus amarus</i> , <i>Rhodeus sericeus</i> (Synonym)
Blaubandbärbling	<i>Pseudorasbora parva</i>
Blaufelchen	<i>Coregonus lavaretus wartmanni</i> , <i>Coregonus wartmanni</i>
Blei	<i>Abramis brama</i>
Brasse	<i>Abramis brama</i>
Bulatmai-Barbe	<i>Barbus capito</i>
Buntbarsch	<i>Tilapia spp</i>
Chinesischer Bitterling	<i>Acheilognathus chankaensis</i>

Döbel	<i>Leuciscus cephalus, Squalius cephalus</i>
Donau-Stör	<i>Acipenser gueldenstaedti</i>
Dorade	<i>Lithognathus mormyrus</i>
Dorsch	<i>Gadus callarias, Gadus morhua</i> (Synonym)
Drachenfisch	<i>Zacco platybus</i>
Dreistachliger Stichling	<i>Gasterosteus aculeatus</i>
Dunkler Döbel	<i>Zacco temmincki</i>
Elritze	<i>Phoxinus phoxinus</i>
Europäischer Stint	<i>Osmerus eperlanus</i>
Felsenkammbuntbarsch	<i>Crenicichla saxatilis</i>
Flunder	<i>Pleuronectus flesus</i> (Synonym)
Flussaal	<i>Anguilla anguilla</i>
Flussbarsch	<i>Perca fluviatilis</i>
Forelle	<i>Salmo trutta fario, Salmo trutta lacustris</i>
Gardasee-Grundel	<i>Gobius fluviatilis, Padogobius bonelli</i>
Gefleckter Silberkarpfen	<i>Aristichtys nobilis</i>
Gemeine Flussforelle	<i>Salmo fario</i>
Gestreifter Schneider	<i>Alburnoides taeniatus</i>
Gewöhnliche Chramulja	<i>Capoeta capoeta, Varicorhinus capoeta</i> (Synonym)
Ghiozzo	<i>Gobius fluviatilis, Padogobius bonelli</i>
Giebel	<i>Carassius gibelio</i>
Glanzschuss	<i>Notropis hudsonius</i>
Glattdick	<i>Acipenser nudiventris</i>
Glattstör	<i>Acipenser nudiventris</i>
Goldbutt	<i>Pleuronectes platessa</i>
Goldfisch	<i>Carassius auratus</i>
Graskarpfen	<i>Ctenopharyngodon idella</i>
Grönland-Kabeljau	<i>Gadus ogac</i>
Groppe	<i>Cottus gobio</i>
Große Gabelmakrele	<i>Lichia amia</i>
Großer Pseudoschaukelstör	<i>Pseudoscaphyrhynchus kaufmanni</i>
Grundel	<i>Barbartula barbartula</i>
Gründling	<i>Gobio gobio, Barbartula barbartula</i>
Guppy	<i>Lebistes reticulatus, Poecilia reticulata</i> (Synonym)
Güster	<i>Abramis bjoerkna, (Abramis ballerus), Blicca bjoerkna</i>

Hasel	<i>Leuciscus leuciscu, Squalius leuciscus s</i>
Hecht	<i>Esox lucius</i>
Hering	<i>Clupea harengus</i>
Hong-Kong-Bitterling	<i>Rhodeus ocellatus</i>
Honmoroko	<i>Gnathopogon caerulescens</i>
 Japanischer Aal	 <i>Anguilla japonica</i>
 Kabeljau	 <i>Gadus callarias, Gadus morhua</i> (Synonym)
Kallolepi-Buntbarsch	<i>Thorichtys callolepis, Cichlasoma callolepis</i> (Synonym)
Kanehira-Bitterling	<i>Acheilognathus rhombea</i>
Karausche	<i>Carassius carassius</i>
Karpfen	<i>Cyprinus carpio</i>
Kaspische Barbe	<i>Barbus brachycephalus</i>
Kaspischer Schwarzrückel	<i>Alosa kessleri</i>
Katzenwels	<i>Ameiurus nebulosus</i>
Kaulbarsch	<i>Acerina cernua, Gymnocephalus cernua</i>
Khanka-Gründling	<i>Squalidus chankaensis tsuchigae</i>
Kilch	<i>Coregonus lavaretus acronius, Coregonus acronius</i> (Synonym)
Kiljka	<i>Clupeonella delicatula</i>
Kleine Bodenrenke	<i>Coregonus lavaretus acronius, Coregonus acronius</i> (Synonym)
Kleiner Maulbrüter	<i>Haplochromis multicolor</i>
Kleiner Trahira	<i>Hoplias malabaricus</i>
Kleinfelchen	<i>Coregonus exiguus</i>
Kleitmäuliger Schwarzbarsch	<i>Micropterus dolomieu</i>
Koppe	<i>Cottus gobio</i>
Kura Nase	<i>Chondrostoma cyri</i>
 Lachs	 <i>Salmo salar</i>
Lachsbarbe	<i>Oreoleuciscus humilis</i>
Lachsforelle	<i>Salmo trutta</i>
Längsband-Kammbarsch	<i>Crenicichla saxatilis</i>
Lehm-Schwielenwels	<i>Hoplosternum littorale</i>
 Maifisch	 <i>Alosa alosa</i>
Mairenke	<i>Chalcalburnus chalcoides</i>
Marmorbrasse	<i>Lithognathus mormyrus</i>
Marmorkarpfen	<i>Aristichtys nobilis</i>
Meerbrasse	<i>Lithognathus mormyrus</i>
Meerforelle	<i>Salmo trutta trutta</i>

Mittelmeer-Stör	<i>Acipenser naccarii</i>
Moderlieschen	<i>Leucaspis delineatus</i>
Mongolische Äsche	<i>Thymallus brevirostris</i>
Mugitsuku	<i>Pungtungia herzi</i>
Mühlkoppe	<i>Cottus gobio</i>
Nase	<i>Chondrostoma nasus</i>
Neunauge	<i>Petromyzon fluviatilis</i>
Neunstachliger Stichling	<i>Gasterosteus pungitius</i> , <i>Pungitius platygaster</i> (Synonym), <i>Pungitius pungitius</i> , <i>Pygosteus platygaster</i> (Synonym), <i>Pygosteus platygaster</i> (Synonym)
Neuseeländischer Aal	<i>Anguilla australis</i> , <i>Anguilla dieffenbachii</i>
Orfe	<i>Leuciscus idus</i>
Osetr	<i>Acipenser gueldenstaedti</i>
Osietra	<i>Acipenser gueldenstaedti</i>
Ostasiatischer Schlammpeitzger	<i>Misgurnus anguillicaudatus</i> , <i>Misgurnus fossilis</i> (Synonym)
Ostrolutschka	<i>Capoetobrama kuschakewitschi</i>
Ostsee-Stör	<i>Acipenser sturio</i>
Pantanal	<i>Satanoperca pappaterra</i>
Pazifischer Hering	<i>Clupea pallasii</i>
Pazifischer Kabeljau	<i>Gadus macrocephalus</i>
Piratenbarsch	<i>Aphredoderus sayanus</i>
Plötze	<i>Rutilus rutilus</i> , <i>Leuciscus rutilus</i> (Synonym)
Quappe	<i>Lota lota</i> , <i>Lota vulgaris</i> (Synonym)
Rapfen	<i>Aspius aspius</i>
Regenbogenforelle	<i>Oncorhynchus mykiss</i> , <i>Salmo irideus</i> (Synonym)
Riesenhexenwels	<i>Loricariichthys platymetopon</i>
Rotaugen	<i>Rutilus rutilus</i> , <i>Leuciscus rutilus</i> (Synonym)
Rotfeder	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>
Salm	<i>Salmo salar</i>
Sarawtschan Hasel	<i>Leuciscus lehmanni</i>
Schiedling	<i>Chalcalburnus chalcoides</i>
Schleie	<i>Tinca tinca</i>
Schmerlen	<i>Cobitidae</i>
Schneider	<i>Alburnoides bipunctatus</i>
Scholle	<i>Pleuronectes platessa</i>
Schrätzer	<i>Gymnocephalus schraetzer</i>

Schwarzmundgrundel	<i>Neogobius melanostomus</i>
Seebulle	<i>Cottus bubalis</i> , <i>Taurulus bubalis</i> (Synonym)
Seeforelle	<i>Salmo trutta</i>
Seehase	<i>Cyclopterus lumpus</i>
Seelaube	<i>Chalcalburnus chalcoides</i>
Seesaibling	<i>Salmo salvelinus</i> , <i>Salvelinus alpinus</i>
Seeskorpion	<i>Cottus scorpius</i>
Sevruga	<i>Acipenser stellatus</i>
Sharp Belly	<i>Hemiculter leucisculus</i>
Ship-Stör	<i>Acipenser nudiiventris</i>
Sibirischer Stör	<i>Acipenser baerii</i>
Silberkarausche	<i>Carassius gibelio</i>
Sonnenbarsch	<i>Lepomis pallidus</i> , <i>Pomotis auritus</i> (Synonym)
Spießasp	<i>Aspiolucius esocinus</i>
Spottail	<i>Notropis hudsonius</i>
Steinbeißer	<i>Cobitis taenia</i>
Steinbutt	<i>Rhombus maximus</i> (Synonym)
Steingrundel	<i>Barbartula barbartula</i>
Sterlet	<i>Acipenser ruthenus</i>
Sternhausen	<i>Acipenser stellatus</i>
Streber	<i>Zingel streber</i>
Strommaräne	<i>Thymallus vulgaris</i>
Süd-Korea-Bitterling	<i>Rhodeus uyekii</i>
Taiwan-Drachenfisch	<i>Zacco temmincki</i>
Tamoroko	<i>Gnathopogon elongatus</i>
Tigersalmmler	<i>Hoplias malabaricus</i>
Tjuljka	<i>Clupeonella delicatula</i>
Ugui	<i>Tribolodon hakonensis</i>
Ukelei	<i>Alburnus alburnus</i>
Ulk	<i>Cottus bubalis</i> , <i>Taurulus bubalis</i>
Vierhörniger Seeskorpion	<i>Myoxocephalus quadricornis</i>
Weißer Ukelei	<i>Alburnus albidus</i>
Wels	<i>Silurus glanis</i>
Welsartige	<i>Siluriformes</i>
Welse	<i>Siluridae</i>
Wildkarpfen	<i>Cyprinus carpio</i>
Wildlachs	<i>Salmo salar</i>
Wurzelwels	<i>Parauchenipterus galeatus</i>

Zährte	<i>Vimba vimba</i> , <i>Abramis vimba</i> (Synonym)
Zander	<i>Sander lucioperca</i>
Ziege	<i>Pelecus cultratus</i>
Zobel	<i>Abramis sapa</i>
Zope	<i>Abramis ballerus</i>
Zunaga-Nigoi	<i>Hemibarbus longirostris</i>
Zwerg-Altai-Osman	<i>Oreoleuciscus humilis</i>

J Verzeichnis der Vogelarten

(BAUER et al. 2005, WALES & WIKIMEDIA FOUNDATION INC. 2005)

Für ein leichteres Verständnis wurden die in dieser Arbeit aufgeführten Vögel mit dem deutschen Artnamen angegeben. Deshalb soll an dieser Stelle dem Trivialnamen jeweils der Artname der Vögel gemäß der binären Nomenklatur gegenüber gestellt werden, um die wissenschaftliche Auseinandersetzung mit dem Thema zu ermöglichen.

Afrikanischen Kormoran	<i>Phalacrocorax lucidus</i>
Afrikanischer Kapkormoran	<i>Phalacrocorax capensis</i>
Aleutenkormoran	<i>Phalacrocorax urile</i>
Aleutenseeschwalbe	<i>Sterna aleutica</i>
Amerikanischer Graureiher	<i>Ardea herodias</i>
Australische Schwarzscharbe	<i>Phalacrocorax sulcirostris</i>
Australische Zwergscharbe	<i>Phalacrocorax melanoleucus, Phalacrocorax melanolicos</i>
Australzwerqscharbe	<i>Phalacrocorax melanoleucus, Phalacrocorax melanolicos</i>
Bartalk	<i>Aethia pygmaea</i>
Basstölpel	<i>Morus basanus, Sula bassana</i> (Synonym)
Baumfalke	<i>Falco subbuteo</i>
Beringmöwe	<i>Larus glaucescens</i>
Biguascharbe	<i>Phalacrocorax barsilianus, Phalacrocorax olivaceus</i> (Synonym)
Bläsralle	<i>Fulica atra</i>
Brandente	<i>Tadorna tadorna</i>
Brandseeschwalbe	<i>Sterna cantiaea, Sterna sandvicensis, Thalasseus sandvicensis</i>
Brauner Pelikan	<i>Pelecanus occidentalis</i>
Braunsichler	<i>Plegadis falcinellus</i>
Brillenkormoran (†1852)	<i>Phalacrocorax perspicillatus</i>
Brillenteiste	<i>Cephus carbo</i>
Buntkormoran	<i>Phalacrocorax gaimardi</i>
Cathamensischer Tüpfelkormoran	<i>Phalacrocorax punctatus featherstoni</i>
Dickschnabellumme	<i>Uria lomvia</i>
Dreizehenmöwe	<i>Rissa tridactyla</i>
Dünnschnabelmöwe	<i>Larus genei</i>

Eiderente	<i>Somateria mollissima</i>
Eismöwe	<i>Larus hyperboreus</i> , <i>Larus glaucus</i> (Synonym)
Eissturmvogel	<i>Fulmarus glacialis</i>
Eistaucher	<i>Gavia immer</i>
Eisvogel	<i>Alcedo atthis</i>
Elfenbeinmöwe	<i>Pagophila eburnea</i>
Elster	<i>Pica pica</i>
Falkenraubmöwe	<i>Stercorarius longicaudatus</i>
Falklandkormoran	<i>Phalacrocorax albiventer</i>
Felsenkormoran	<i>Phalacrocorax megellanicus</i>
Fischnöwe	<i>Larus ichthyateus</i>
Flussseeschwalbe	<i>Sterna hirundo</i>
Gänsesäger	<i>Mergus merganser</i>
Gelbschnabelzwergscharbe	<i>Phalacrocorax africanus</i>
Gelbschopflund	<i>Lunda cirrhata</i>
Golgrempfeifer	<i>Pluvialis apricaria</i>
Graureiher	<i>Ardea cinerea</i>
Große Rohrdommel	<i>Botaurus stellaris</i>
Gryllteiste	<i>Cephus grylle</i>
Guanokormoran	<i>Phalacrocorax bougainvillei</i>
Haubentaucher	<i>Podiceps cristatus</i>
Heringsmöwe	<i>Larus fuscus</i>
Hornlund	<i>Fratercula corniculata</i>
Japanischer Kormoran	<i>Phalacrocorax capillatus</i>
Japanmöwe	<i>Larus crassirostris</i>
Kahnschnabel	<i>Cochlearius cochlearius</i>
Kamtschatkamöwe	<i>Larus schistisagus</i>
Kanadareiher	<i>Ardea herodias</i>
Kiebitzregnpfeifer	<i>Pluvialis squatarola</i>
Klippenmöwe	<i>Rissa brevirostris</i>
Knäkente	<i>Querquedula querquedula</i> , <i>Anas querquedula</i> (Synonym)

Korallenmöwe	<i>Larus audouinii</i>
Kormoran, Festlandunterart	<i>Phalacrocorax carbo sinensis</i>
Kormoran, Küstenunterart	<i>Phalacrocorax carbo carbo</i>
Krabbenreiher	<i>Nyctanassa violacea</i>
Krähenscharbe	<i>Phalacrocorax aristotelis</i>
Krauskopfpelikan	<i>Pelicanus crispus</i>
Krickente	<i>Anas cracca</i> , <i>Nettion crecca</i> (Synonym)
Kuhreiher	<i>Bubulcus ibis</i>
Küstenseeschwalbe	<i>Sterna paradisea</i>
L achmöwe	<i>Larus ridibundus</i>
Lachseeschwalbe	<i>Gelochelidon nilotica</i>
Löffelente	<i>Anas clypeata</i>
Löffler	<i>Platalea leucorodia</i>
M agellanpinguin	<i>Spheniscus magellanicus</i>
Mandschurendommel	<i>Ixobrychus eurhythmus</i>
Mantelmöwe	<i>Larus marinus</i>
Marabu	<i>Leptoptilos crumeniferus</i>
Mäusebussard	<i>Buteo buteo</i>
Mittelmeermöwe	<i>Larus michahellis</i>
Mittelsäger	<i>Mergus serrator</i>
Moorente	<i>Aythya nyroca</i> , <i>Nyroca nyroca</i> (Synonym)
N ashornalk	<i>Cerorhinca monocerata</i>
Nordamerikanische Rohrdommel	<i>Botaurus lentiginosus</i>
Nordpazifischer Kormoran	<i>Phalacrocorax pelagicus</i>
O hrenscharbe	<i>Phalacrocorax auritus</i>
Ohrentaucher	<i>Podiceps auritus</i>
Olivenscharbe	<i>Phalacrocorax barsilanus</i> , <i>Phalacrocorax olivaceus</i> (Synonym)
P apageischnabelalk	<i>Cyclorhynchus psittacula</i>
Pinselkormoran	<i>Phalacrocorax penicillatus</i>
Polarmöwe	<i>Larus glaucoides</i> , <i>Larus leucopterus</i> (Synonym)
Prachtttaucher	<i>Gavia arctica</i>
Purpureiher	<i>Ardea purpurea</i>

Rallenreiher	<i>Ardeola ralloides</i>
Raubseeschwalbe	<i>Sterna caspia</i> , <i>Hydroprogne caspia</i> , <i>Hydroprogne tschegrava</i> (Synonym)
Reiherente	<i>Nyroca fuligula</i> , <i>Aythya fuligula</i> , <i>Fuligula fuligula</i> (Synonym)
Rosa Löffler	<i>Platalea ajaja</i>
Rosa Pelikan	<i>Pelicanus oncrotales</i>
Ross´ Möwe	<i>Rhodostethia rosea</i>
Rotfußkormoran	<i>Phalacrocorax gaimardi</i>
Rothalstaucher	<i>Podiceps griseigena</i>
Rotmilan	<i>Milvus milvus</i>
Schellente	<i>Glaucionetta clangula</i>
Schmarotzerraubmöwe	<i>Stercorarius parasiticus</i>
Schopfreiher	<i>Ardeola grayi</i>
Schuppensäger	<i>Mergus squamatus</i>
Schwalbenmöwe	<i>Xema sabini</i>
Schwarzhalstaucher	<i>Podiceps nigricollis</i>
Schwarzkopfmöwe	<i>Larus melanocephalus</i>
Schwarzmilan	<i>Milvus migrans</i>
Seeadler	<i>Haliaeetus albicilla</i>
Seidenreiher	<i>Egretta garzetta</i>
Silberalk	<i>Synthiboramphus antiquus</i>
Silbermöwe	<i>Larus argentatus</i>
Silberreiher	<i>Casmerodius albus</i> , <i>Egretta alba</i> (Synonym)
Sokotrakormoran	<i>Phalacrocorax nigrularis</i>
Spatelraubmöwe	<i>Stercorarius pomarinus</i>
Sperber	<i>Accipiter nisus</i>
Spießente	<i>Dafila acuta</i> , <i>Anas acuta</i> (Synonym)
Stelzenläufer	<i>Himantopus himantopus</i>
Sternentaucher	<i>Gavia stellata</i> , <i>Colymbus septentrionalis</i> (Synonym)
Stockente	<i>Anas platyrhynchos</i> , <i>Anas boschas</i> (Synonym)
Stummelkormoran	<i>Phalacrocorax harrisi</i>
Sturmmöwe	<i>Larus canus</i>
Tafelente	<i>Aythya ferina</i>
Tasmanienkormoran	<i>Phalacrocorax fuscensens</i>
Tordalk	<i>Alca torda</i>

Trauerseeschwalbe	<i>Chlidonias nigra</i>
Trottellumme	<i>Uria aalge</i>
Tüpfelkormoran	<i>Phalacrocorax punctatus</i>
Turmfalke	<i>Falco tinnunculus</i>
Waldstorch	<i>Mycteria americana</i>
Waldwasserläufer	<i>Tringa ochropus</i>
Wanderfalke	<i>Falco peregrinus</i>
Warzenkormoran	<i>Phalacrocorax carunculatus</i>
Weißbärtseeschwalbe	<i>Chlidonias hybrida</i>
Weißbrustkormoran	<i>Phalacrocorax lucidus</i>
Weißflügelseeschwalbe	<i>Chlidonias leucoptera</i>
Weißkopfmöwe	<i>Larus cachinnans</i>
Weißrückenkormoran	<i>Phalacrocorax atriceps</i>
Wespenbussard	<i>Pernis apivorus</i>
Westlicher Eisseetaucher	<i>Gavia adamsi</i>
Wiesenweihe	<i>Circus pygargus</i>
Zwergdommel	<i>Ixobrychus minutus</i>
Zwergmöwe	<i>Larus minutus</i>
Zwergsäger	<i>Mergus albellus</i>
Zwergscharbe	<i>Phalacrocorax pygmaeus</i>
Zwergseeschwalbe	<i>Sterna albifrons</i>
Zwergtaucher	<i>Podiceps ruficollis</i>

10 Danksagung

Ich danke als erstes Prof. Dr. Arwid Dauschies für die geduldige Betreuung dieser Dissertation und alle Ermutigungen.

Ich danke besonders meinem Betreuer Dr. Alexander Kappe, der die Idee zu diesem Projekt hatte, dieses Projekt ins Leben rief und sich schon im Vorfeld um die Organisation bemühte.

Ich danke auch allen anderen Mitarbeitern des Instituts für Parasitologie herzlich für die meist sehr freundschaftliche und angenehme Arbeitsatmosphäre und die Akzeptanz aller familiären Extravaganzen.

Ich danke dem Institut für Pathologie der Tiermedizinischen Fakultät für die Ergebnisse der histopathologische Untersuchung eines Dünndarmsegments des Kormorans und der Niere der Silbermöwe.

Ich danke Herrn Dr. Herms und Kareen Seiche für anregende fachliche Hinweise.

Ich danke außerdem allen Teichwirten, die mir Vögel zur Verfügung stellten, für die gute Zusammenarbeit.

Ich danke der EU und dem Sächsischen Staatsministerium für Umwelt und Landwirtschaft für die Finanzierung dieses Projekts.

Ich danke auch Andreas und Ronja, Franz und Carlotta für alle Unterstützung und Aufbauarbeit.